



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA  
CENTRO TECNOLÓGICO  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA  
AMBIENTAL**

**COMPORTAMENTO DE REATOR DE LEITO FLUIDIZADO TRIFÁSICO  
AERÓBIO UTILIZANDO DIFERENTES MATERIAIS SUPORTE.**

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-graduação em Engenharia Ambiental do Centro Tecnológico da Universidade Federal de Santa Catarina, como requisito final à obtenção do título de Mestre.  
Orientadora: Prof<sup>ª</sup>. Rejane Helena Ribeiro da Costa, PhD.

**CLÁUDIA LAVINA MARTINS**

**FLORIANÓPOLIS  
2003**

# **COMPORTAMENTO DE REATOR DE LEITO FLUIDIZADO TRIFÁSICO AERÓBIO UTILIZANDO DIFERENTES MATERIAIS SUPORTE.**

por

**CLÁUDIA LAVINA MARTINS**

Dissertação submetida ao corpo docente do Programa de Pós-Graduação em Engenharia Ambiental da Universidade Federal de Santa Catarina como parte dos requisitos necessários para obtenção do grau de

**MESTRE EM ENGENHARIA AMBIENTAL**

na Área de Tecnologias de Saneamento Ambiental.

**Aprovado por:**

---

**Prof<sup>ª</sup>. Heike Hoffmann, Dr<sup>a</sup>.**

---

**Prof<sup>º</sup> Marcelino L. Gimenes, Dr.**

---

**Prof<sup>º</sup> Paulo Belli Filho, Dr.**

---

**Prof<sup>º</sup> Armando B. de Castilho, Dr.  
(coordenador)**

---

**Prof<sup>ª</sup>. Rejane Helena Ribeiro da Costa, PhD  
(orientadora)**

**FLORIANÓPOLIS, SC – BRASIL**

**SETEMBRO/2003**

*Dedico esta dissertação  
a minha família, minha maior riqueza.*

## AGRADECIMENTOS

À Deus, muito obrigada.

À Professora Rejane Helena Ribeiro da Costa, pela confiança, orientação, disponibilidade e apoio na realização deste trabalho.

Aos bolsistas Alexandre, Daniela, Dariane, Helena, Janine, Luiz, Mateus, Rodrigo, Vanessa, pelo companheirismo, dedicação, paciência, carinho e amizade.

À Dr<sup>a</sup>. Heike Hoffmann, pela orientação, auxílio na captura de imagens e análises da microbiologia.

Ao LIMA (Laboratório Integrado do Meio Ambiente), em especial ao Nico que muito orientou na realização das análises.

Aos professores Marcelino L. Gimenes, Paulo Belli Filho e Heike Hoffmann, por se disporem a participar desta banca.

À Delmira e Rosane, pela colaboração e amizade e ao Luiz Mello por seu carinho e auxílio.

À Flávia e Suzele, pela amizade, pelo companheirismo, pela força e pelos incentivos em todos os momentos.

Aos amigos Estelita-Rá, Gustavo e Tomás Neme pela amizade e colaboração neste trabalho.

Ao Ariel, pela paciência, pela compreensão, pelos incentivos e carinhos dedicados deste período.

Aos servidores do NUMA e da Prefeitura Universitária (Hidráulica) que não mediram esforços durante todo este período, para a concretização deste estudo.

À CAPES, pela concessão da bolsa de estudos para a realização desta pesquisa.

Aos muitos amigos conquistados neste período, que de forma direta ou indireta, contribuíram para a realização desta pesquisa.

## SUMÁRIO

<b>LISTA DE FIGURAS.....</b>	<b>viii</b>
<b>LISTA DE TABELAS.....</b>	<b>xiv</b>
<b>LISTA DE SÍMBOLOS E ABREVIATURAS.....</b>	<b>xv</b>
<b>RESUMO.....</b>	<b>xviii</b>
<b>ABSTRACT.....</b>	<b>xix</b>
<b>1. INTRODUÇÃO .....</b>	<b>1</b>
1.1. OBJETIVOS.....	3
1.1.1. Objetivo Geral.....	3
1.1.2. Objetivos Específicos.....	3
<b>2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....</b>	<b>4</b>
2.1. INTRODUÇÃO.....	4
2.2. CARACTERIZAÇÃO DOS ESGOTOS DOMÉSTICOS.....	5
2.3. TRATAMENTO DE ESGOTOS DOMÉSTICOS.....	8
2.4. PROCESSOS DE TRATAMENTO COM BIOMASSA FIXA.....	14
2.4.1. Reator de Leito Fluidizado.....	16
2.4.1.1. Leito Fluidizado Bifásico.....	18
2.4.1.2. Leito Fluidizado Trifásico.....	20
2.4.1.3. Parâmetros Hidrodinâmicos .....	22
2.5. BIOFILMES.....	27
2.5.1. Fatores que afetam a formação do biofilme.....	29
2.5.2. Crescimento do biofilme.....	32
2.5.3. Microrganismos presentes nos biofilmes.....	37
2.6. MATERIAL SUPORTE.....	42
2.6.1. Requisitos básicos para seleção do material suporte.....	43
2.6.2. Utilização de materiais sintéticos.....	44
2.6.2.1. PVC (Policloreto de Vinila) .....	45
2.6.2.2. OSBG® (Optimized Support for Biological Growth).....	47
2.6.2.3. PET (Polietileno Tereftalato) .....	48

<b>3. MATERIAIS E MÉTODOS.....</b>	<b>52</b>
3.1. UNIDADES PILOTO DE TRATAMENTO.....	52
3.2. MATERIAIS SUPORTE.....	55
3.2.1. Tratamento Preliminar do Material Suporte.....	57
3.2.2. Inoculação e Partida dos Reatores.....	57
3.3. CONDIÇÕES EXPERIMENTAIS E MÉTODOS ANALÍTICOS.....	58
3.3.1. Parâmetros Analíticos.....	59
3.3.1.1. Análise na fase líquida.....	59
3.3.1.2. Análise na fase sólida.....	61
3.4. ANÁLISE MICROSCÓPICA.....	62
3.5. PARÂMETROS HIDRODINÂMICOS.....	65
3.5.1. Velocidade Mínima de Fluidização ( $U_{mf}$ ).....	65
3.5.2. Retenção das Fases Sólida ( $\epsilon_S$ ), Líquida ( $\epsilon_L$ ) e Gasosa ( $\epsilon_G$ ).....	66
3.5.3. Altura do Leito (H): .....	66
3.5.4. Queda de Pressão ( $\Delta P$ ): .....	67
3.6. MEMORIAL DE CÁLCULO.....	67
3.6.1. Eficiência de Remoção – E .....	67
3.6.2. Produção Específica de Lodo – Y.....	68
3.6.3. Coeficiente Específico de Desprendimento – $bs$ .....	68
3.6.4. Conversão de Unidades – mg/L para mg/g de suporte.....	69
<b>4. RESULTADOS E DISCUSSÕES.....</b>	<b>71</b>
4.1. PARÂMETROS HIDRODINÂMICOS.. .....	71
4.2. MATERIAL SUPORTE.....	72
4.3. CARACTERIZAÇÃO DO EFLUENTE.... .....	74
4.4. MONITORAMENTO DOS REATORES.....	75
4.4.1. pH, Temperatura e Oxigênio Dissolvido.....	78
4.4.2. Demanda Química de Oxigênio.....	80
4.4.3. Carbono Orgânico Total.....	87
4.5. ESTUDO DO BIOFILME.....	88
4.6. MICROSCOPIA ÓTICA E ELETRÔNICA.....	99
4.6.1. Microscopia Ótica.....	100

4.6.2. Microscopia Eletrônica.....	115
4.7. ACOMPANHAMENTO MICROBIOLÓGICO .....	119
4.7.1. Ensaio I - Reator N° 1 – PVC.....	119
4.7.2. Ensaio II - Reator N° 2 – OSBG e Ensaio III - Reator N° 1 – PET.....	121
4.7.3. Ensaio IV - Reator N° 2 – PET.....	126
<b>5. CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES.....</b>	<b>135</b>
5.1. CONCLUSÕES.....	135
5.2. RECOMENDAÇÕES.....	138
<b>ANEXOS.....</b>	<b>139</b>
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>149</b>

## LISTA DE FIGURAS

Figura 2.1.-	Exemplo de perfil biofilme envolvendo material suporte.....	28
Figura 2.2.-	Fases do desenvolvimento do biofilme.....	34
Figura 2.3.-	Principais relações no interior da biomassa.....	38
Figura 2.4.-	Aplicações do PVC no Brasil, em 2001.....	46
Figura 3.1.-	Esquema Geral da Unidade de Tratamento.....	52
Figura 3.2.-	Esquema da Unidade de Tratamento.....	53
Figura 3.3.-	Fotografia da unidade piloto (reator N°1).....	54
Figura 3.4.-	Fotografia da unidade piloto (reator N°2).....	54
Figura 4.1.-	Perda de carga em função da velocidade ascensional do líquido.....	71
Figura 4.2a.-	Foto do PVC não tratado (250x).....	73
Figura 4.2b.-	Foto do PVC tratado (250x).....	73
Figura 4.3a.-	Foto do OSBG® não tratado (500x) .....	73
Figura 4.3b.-	Foto do OSBG® tratado (2000x).....	73
Figura 4.4a.-	Foto do PET não tratado (500x).....	73
Figura 4.4b.-	Foto do PET tratado (2000x).....	73
Figura 4.5a.-	Comportamento dos parâmetros físico-químicos nos ensaios I e II.....	78
Figura 4.5b.-	Comportamento dos parâmetros físico-químicos nos ensaios III e IV .....	79
Figura 4.6a.-	Comportamento da DQO <sub>total</sub> e DQO <sub>filtrada</sub> , nos ensaios I, II e III.....	81
Figura 4.6b.-	Comportamento da DQO <sub>total</sub> e DQO <sub>filtrada</sub> , no ensaio IV.....	82
Figura 4.7.-	Evolução da eficiência de remoção DQO do sistema no ensaio I.....	84
Figura 4.8.-	Evolução da eficiência de remoção DQO do sistema no ensaio II.....	85



Figura 4.9.-	Evolução da eficiência de remoção DQO do sistema no ensaio III.....	85
Figura 4.10.-	Evolução da eficiência de remoção DQO do sistema no ensaio IV.....	86
Figura 4.11.-	Evolução do COT nos ensaios I, II e III.....	87
Figura 4.12a.-	Evolução dos polissacarídeos suspensos e aderidos e proteínas suspensas e aderidas no ensaio I.....	88
Figura 4.12b.-	Evolução dos polissacarídeos suspensos e aderidos e proteínas suspensas e aderidas nos ensaios II, III e IV.....	89
Figura 4.13a.-	Evolução da relação PS/PN aderidos e suspensos ao longo dos ensaios I e II.....	90
Figura 4.13b.-	Evolução da relação PS/PN aderidos e suspensos ao longo dos ensaios III e IV .....	91
Figura 4.14a.-	Comportamento do Coeficiente Específico de Desprendimento ao longo dos ensaios I e IV.....	92
Figura 4.14b.-	Comportamento do Coeficiente Específico de Desprendimento ao longo dos ensaios II e III.....	93
Figura 4.15a.-	Produção específica de lodo ao longo dos ensaios I e IV.....	95
Figura 4.15b.-	Produção específica de lodo ao longo dos ensaios II e III.....	95
Figura 4.16a.-	Evolução da concentração de sólidos suspensos nos ensaios I, II e III.....	97
Figura 4.16b.-	Evolução da concentração de sólidos suspensos no ensaio IV.....	98
Figura 4.17.-	Pequenos flocos (T=7 dias).....	100
Figura 4.18.-	Floco bem formado (T=21dias).....	100
Figura 4.19.-	Presença de <i>Spirillum</i> no interior do reator (T=21 dias).....	100
Figura 4.20.-	Ciliados Fixos, <i>Vorticellas</i> sp na superfície do floco (T=35 dias).....	100
Figura 4.21.-	Diversidade de microrganismos em suspensão e nas superfícies dos flocos (T=35 dias).....	101
Figura 4.22.-	Ciliado livre, <i>Litonotus</i> sp na superfície do floco (T=36 dias).....	101
Figura 4.23.-	Ciliados livres, <i>Uronemas</i> sp em suspensão (T=36 dias).....	101

Figura 4.24.-	Ciliados fixos <i>Vorticellas</i> sp e livres <i>Uronemas</i> sp (T=36 dias).....	101
Figura 4.25.-	Floco com <i>Vorticellas</i> sp (T=5 dias).....	103
Figura 4.26.-	Diversidade de microrganismos (T=16 dias).....	103
Figura 4.27.-	Metazoários do tipo Rotíferos na superfície do biofilme (T=16 dias).....	103
Figura 4.28.-	<i>Vorticellas</i> sp no biofilme (T=23 dias).....	103
Figura 4.29.-	Biofilme desenvolvido (T=23 dias).....	104
Figura 4.30.-	<i>Epistylis</i> sp no biofilme (T=23 dias).....	104
Figura 4.31.-	Bactérias filamentosas, <i>Sphaerotilus natans</i> em suspensão (T=25 dias).....	104
Figura 4.32.-	Rotíferos na superfície do biofilme (T=28 dias).....	104
Figura 4.33.-	Floco em suspensão (T=7 dias) .....	105
Figura 4.34.-	Colônia de <i>Epistylis</i> sp ( T=7 dias).....	105
Figura 4.35.-	Material suporte totalmente envolto pelo biofilme (T=7 dias).....	106
Figura 4.36.-	Material suporte PET envolto por biofilme (T=17 dias) .....	106
Figura 4.37.-	Início da formação do biofilme <i>Vorticellas</i> sp (T=21 dias).....	106
Figura 4.38.-	Crescimento do biofilme no material suporte (T=21 dias).....	106
Figura 4.39.-	Desenvolvimento do biofilme em superfície porosa (T=29 dias).....	106
Figura 4.40.-	Presença de Rotíferos na superfície do floco (T=29 dias).....	106
Figura 4.41.-	Flocos em suspensão (T=8 dias) .....	108
Figura 4.42.-	Diversidade de microrganismos ( <i>Vorticella</i> sp, <i>Zooglea</i> sp) no biofilme (T=8 dias).....	108
Figura 4.43.-	Colônia de <i>Epistylis</i> sp no biofilme (T=13 dias) .....	108
Figura 4.44.-	Rotíferos nos flocos em suspensão (T=13 dias).....	108
Figura 4.45.-	Aparecimento de fungos filamentosos nos flocos suspensos (T=50 dias).....	109
Figura 4.46.-	Crescimento dos fungos no interior do reator (T=51 dias).....	109
Figura 4.47.-	Detalhe da estrutura filamentosa do fungo (T=52 dias).....	109

Figura 4.48.-	Desenvolvimento dos fungos no biofilme (T=52 dias).....	109
Figura 4.49.-	Crescimento dos fungos no biofilme (T=55 dias).....	110
Figura 4.50.-	Pequenos flocos suspensos no interior do reator (T=55 dias).....	110
Figura 4.51.-	Material suporte envolto pelo biofilme (T=66 dias).....	110
Figura 4.52.-	Detalhe do biofilme formado por fungos (T=73 dias).....	110
Figura 4.53.-	Desprendimento do biofilme e formação de flocos (T=90 dias).....	112
Figura 4.54.-	Aparecimento de <i>Vorticellas</i> sp no biofilme (T=93 dias).....	112
Figura 4.55.-	Aparecimento de <i>Paramecium</i> sp no biofilme (T=103 dias).....	113
Figura 4.56.-	Aparecimento de Rotíferos no biofilme (T=103 dias) .....	113
Figura 4.57.-	Resíduos dos fungos em suspensão (desprendimento e morte) (T=103 dias).....	113
Figura 4.58.-	Resíduos dos fungos em suspensão (desprendimento e morte) (T=103 dias) .....	113
Figura 4.59.-	Floco bem formado (T=107 dias).....	114
Figura 4.60.-	Floco com Ciliados fixos ( <i>Vorticella</i> sp) e livres ( <i>Paramecium</i> sp) (T=110 dias) .....	114
Figura 4.61.-	Diversidade de microrganismos no biofilme (T=114 dias).....	114
Figura 4.62.-	Recobrimento total do material suporte pelo biofilme (T=114 dias) .....	114
Figura 4.63.-	Foto do PVC não tratado (250 x).....	115
Figura 4.64.-	Foto do PVC tratado (250 x).....	115
Figura 4.65.-	Foto do PVC colonizado (2500 x) .....	115
Figura 4.66.-	Foto do PVC colonizado (2000 x).....	115
Figura 4.67.-	Foto do OSBG <sup>®</sup> não tratado (500x).....	116
Figura 4.68.-	Foto do OSBG <sup>®</sup> tratado (2000x).....	116
Figura 4.69.-	Foto do OSBG <sup>®</sup> colonizado (120x).....	116
Figura 4.70.-	Foto do OSBG <sup>®</sup> colonizado (120x).....	116
Figura 4.71.-	Foto do OSBG <sup>®</sup> colonizado (2000x).....	117
Figura 4.72.-	Foto do OSBG <sup>®</sup> colonizado (5000x).....	117
Figura 4.73.-	Foto do PET não tratado (2000x).....	117

Figura 4.74.-	Foto do PET tratado (2000x).....	117
Figura 4.75.-	Foto da Superfície do PET colonizado (500x).....	118
Figura 4.76.-	Foto do PET colonizado (2000x).....	118
Figura 4.77.-	Foto do PET colonizado (500x).....	118
Figura 4.78.-	Foto do PET colonizado (2000x).....	118
Figura 4.79.-	Concentração de OD e de pH, tamanho dos flocos, tamanho do biofilme e número de bactérias livres no ensaio I.....	119
Figura 4.80.-	Temperatura e concentração de OD ao grau de formação de <i>Vorticellas</i> sp e de <i>Sphaerotilus natans</i> (no líquido e no biofilme), número de flagelados no líquido e bactérias livres no ensaio I.....	120
Figura 4.81.-	Concentração de OD, tamanho dos flocos e do biofilme, número de bactérias livres e miniflocos, no ensaio II.....	122
Figura 4.82.-	Concentração de OD, tamanho dos flocos e do biofilme, número de bactérias livres e miniflocos, no ensaio III.....	122
Figura 4.83.-	Ocorrência de ciliados fixos ( <i>Vorticellas</i> sp e <i>Epistylis</i> sp) e de Rotíferos nos flocos e no biofilme nos ensaios II e III.....	124
Figura 4.84.-	Ocorrência de <i>Sphaerotilus natans</i> no líquido e no biofilme nos ensaios II e III.....	125
Figura 4.85.-	Ocorrência de bactérias livres, OD, Temperatura no ensaio IV.....	127
Figura 4.86.-	Concentração de OD, pH, tamanhos dos flocos e do biofilme e número de bactérias livres no ensaio IV.....	127
Figura 4.87.-	Concentrações de OD, DQO entrada e saída total, número de bactérias livres e miniflocos presentes na saída do reator no ensaio IV.....	128
Figura 4.88.-	Ocorrência de bactérias e fungos filamentosos na fase líquida e no biofilme, concentração de DQO total na saída do reator e OD no ensaio IV.....	130

Figura 4.89.-	Ocorrência de ciliados fixos ( <i>Epistylis</i> sp e <i>Vorticellas</i> sp) no líquido e no biofilme, número de bactérias livres e Rotíferos no ensaio IV.....	131
Figura 4.90.-	Comportamento dos indicadores negativos e positivos no biofilme e no líquido no ensaio IV.....	133

## LISTA DE TABELAS

Tabela 2.1.-	Valores típicos para diferentes condições de esgoto (mg/L).....	06
Tabela 2.2.-	Etapas do Tratamento dos esgotos.....	08
Tabela 2.3.-	Tipos de reatores ou sistemas de tratamento de esgoto.....	09
Tabela 2.4.-	Estágios da formação do biofilme.....	33
Tabela 2.5.-	Consumo de PET no Brasil.....	49
Tabela 3.1.-	Características dos Materiais Suporte.....	56
Tabela 3.2.-	Condições operacionais dos reatores.....	58
Tabela 3.3.-	Análises e frequências nos reatores.....	59
Tabela 3.4.-	Caracterização dos diferentes níveis para análise microscópica.....	64
Tabela 4.1.-	Parâmetros Hidrodinâmicos dos Materiais Suporte.....	72
Tabela 4.2.-	Características do afluente.....	74
Tabela 4.3.-	Resultados médios dos parâmetros analisados nos ensaios I e II.....	76
Tabela 4.4.-	Resultados médios dos parâmetros analisados nos ensaios III e IV....	77
Tabela 4.5.-	Eficiências médias na remoção carbonácea.....	82
Tabela 4.6.-	Valores de $b_s$ (d-1) obtidos por alguns autores.....	94
Tabela 4.7.-	Valores de Y obtidos por alguns autores utilizando RLFTA.....	96
Tabela 4.8.-	Condições operacionais do decantador e resultados dos testes de decantabilidade.....	99

## LISTA DE SÍMBOLOS E ABREVIATURAS

A = Área da seção transversal da coluna  
BNDES = Banco Nacional Desenvolvimento Social  
bs = Coeficiente Específico de Desprendimento  
BSA = Soro de Albumina Bovina  
CASAN = Companhia Catarinense de Águas e Saneamento  
COT = Carbono Orgânico Total  
COV apl. = Carga Orgânica Volumétrica aplicada  
DBO = Demanda Bioquímica de Oxigênio  
DBO<sub>5</sub> = Demanda Bioquímica de Oxigênio no 5º dia  
DBO<sub>T</sub> e DBO<sub>F</sub> = Demanda Bioquímica de Oxigênio Total e Filtrada  
DQO = Demanda Química de Oxigênio  
DQO<sub>T</sub> e DQO<sub>F</sub> = Demanda Química de Oxigênio Total e Filtrada  
E = Eficiência de Remoção  
ETE = Estação de Tratamento de Esgoto  
FNS = Fundação Nacional de Saúde  
H = Altura do leito  
H<sub>i</sub> = Altura inicial  
H<sub>f</sub> = Altura final  
H<sub>p</sub> = Perda de Carga  
LIMA = Laboratório Integrado de Meio Ambiente  
MEV = Microscópio Eletrônico de Varredura  
Ms = Massa total de partículas suporte  
N = Nitrogênio  
OD = Oxigênio Dissolvido  
OMS = Organização Mundial da Saúde  
OSBG<sup>®</sup> = Optimized Support for biological Growth  
PET = Polietileno Tereftalato  
pH = Potencial Hidrogênio Iônico  
PN = Proteínas

PS = Polissacarídeos

$PN_{\text{susp.}}$ ,  $PN_{\text{ad.}}$  = Proteínas suspensas e Proteínas aderidas

$PS_{\text{susp.}}$ ,  $PS_{\text{ad.}}$  = Polissacarídeos suspensos e Polissacarídeos aderidos

PS/PN = Relação Polissacarídeos/Proteínas

PROSAB = Programa de Pesquisa em Saneamento Básico

PVC = Policloreto de Vinila

Q = Vazão de Alimentação

$S_{\text{cons.}}$  = Concentração de substrato consumido

$S_o$  = Concentração na entrada do reator

$S_s$  = Concentração na saída do reator

$S_1$  = Seção transversal do topo da coluna

$S_2$  = Seção transversal da coluna

SS ou SST = Sólidos Suspensos ou Sólidos Suspensos Totais

SSsaída dec. = Sólidos Suspensos na saída do decantador

SSed. = Sólidos Sedimentáveis

RLFTA = Reator de Leito Fluidizado Trifásico Aeróbio

T = Tempo

$T(^{\circ}\text{C})$  = Temperatura

TRH = Tempo de Retenção Hidráulica

TCU = Tribunal de Contas da União

UASB = Reatores Anaeróbios de Manta de Lodo

UFSC = Universidade Federal de Santa Catarina

$U_G$  = Velocidade superficial do gás

$U_L$  = Velocidade superficial do líquido

$U_{mf}$  = Velocidade Mínima de Fluidização

$X_e$  = Teor de proteína do material em suspensão

$X_{pt}$  = Biomassa aderida ao suporte

Y = Produção Específica de Lodo



## LETRAS GREGAS

$\Delta H_p$  = Variação da perda de carga

$\Delta P$  = Variação de pressão

$\varepsilon$  = Porosidade do leito

$\varepsilon_G$  = Retenção sólida

$\varepsilon_L$  = Retenção líquida

$\varepsilon_G$  = Retenção gasosa

$\rho$  = Densidade

## RESUMO

Este trabalho apresenta estudos realizados com reator de leito fluidizado trifásico aeróbio (RLFTA), aplicado ao tratamento de esgoto sanitário, tendo como objetivo avaliar seu comportamento utilizando diferentes materiais suporte: PET, OSBG<sup>®</sup> e PVC. Foram aplicadas cargas orgânicas volumétricas (COV) de 13 a 29 Kg DQO/m<sup>3</sup>.dia e tempo de retenção hidráulica (TRH) de 25 e 42 min. O monitoramento foi feito através de medidas na fase líquida e no biofilme que revelam as condições do tratamento biológico. Independente do material suporte, o sistema apresentou eficiência média para a remoção da DQO filtrada entre 70 e 80%. Através de cartas de controle comprovou-se a estabilidade do tratamento e a confiabilidade dos resultados, confirmando que este tipo de reator apresenta-se como uma boa alternativa aos processos convencionais de tratamento de efluentes. Conforme as condições operacionais, o biofilme apresentou-se coeso ao material suporte e com grande variedade de microrganismos, características confirmadas pelo monitoramento microscópico durante os ensaios e pela relação polissacarídeos/proteínas (PS/PN). A produção específica média de lodo (Y) variou entre 0,2 e 0,69 mgPNsusp/mgDQOcons. O menor Y correspondeu ao menor coeficiente específico de desprendimento (60 d<sup>-1</sup> -Ensaio I - PVC), mostrando que existe uma relação direta entre estes dois parâmetros. Os materiais testados têm grande potencial a ser explorado.

**PALAVRAS-CHAVE:** Biofilme, esgoto sanitário, leito fluidizado, material suporte, tratamento biológico.

## ABSTRACT

This work presents an array of studies conducted with an aerobic three-phase fluidized bed reactor (ATFBR), applied in the treatment of sanitary sewage, with objective of assessing its behavior through the application of several supporting materials: PET, OSBG<sup>®</sup> and PVC. Volumetric organic loading (VOL) varying from 13 to 29 Kg COD/m<sup>3</sup> per day, and the hydraulics retention time (HRT) ranging from 25 to 42 minutes were applied. The monitoring was done by means of measurements taken in the liquid phase and in the biofilm which revealed the biological treatment conditions. Apart from the supporting material, the system presented medium efficiency in the removal of the filtered COD between 70 and 80%. With the use of controlling cards, it was possible to reassure the treatment stability and the reliability of the results, thus, lending support that this kind of reactor presents a reasonable alternative to the conventional processes concerning the effluent treatment. According to the operational conditions, the biofilm presented cohesion to the supporting material and great variability of microorganisms, whose characteristics were confirmed in the microscopic monitoring during the experiments and through the relationship between polysaccharides and proteins. The yield coefficient (Y) ranged between 0.2 and 0.69 mgPN<sub>susp</sub>/mgCOD<sub>cons</sub>. The lowest Y referred to the lowest specific detachment rate (60 d<sup>-1</sup> - Experiment I - PVC), demonstrating that there is a direct relationship between these both parameters. The tested materials in this study have great potential to be further studied.

**Key words:** biofilm, sanitary sewage, fluidized bed, supporting material, biological treatment.

## 1. INTRODUÇÃO

A industrialização e o rápido crescimento demográfico urbano têm contribuído para incrementar a poluição ambiental, uma vez que, as águas residuárias lançadas em corpos d'água sem nenhum tratamento, são causa de degradação ambiental, alcançando situações irreversíveis em muitos casos.

Em face aos inúmeros problemas associados à disponibilidade hídrica a que estão expostas as áreas urbanas e rurais, a demanda por soluções tecnológicas apropriadas assume grande importância, seja através de opções de tratamento de esgoto por processos mais simples (lagoas de estabilização) ou por processos mais intensivos (lodos ativados), onde se procura atingir um compromisso entre a eficiência de tratamento e a redução do espaço físico nas instalações, bem como o custo de implantação e de operação do sistema de tratamento.

Nos processos de tratamento biológicos são reproduzidos os fenômenos observados na natureza, ou seja, consistem na ação de microrganismos presentes no efluente, que atuam na decomposição da matéria orgânica. As instalações são projetadas de modo a garantir condições necessárias a esses microrganismos que degradam a matéria orgânica e se proliferam no líquido, procurando otimizar o tratamento e minimizar custos, para que se consiga a maior eficiência possível, respeitando-se as restrições que se impõem para proteção do corpo receptor e pelas limitações de recursos disponíveis.

Os processos de tratamento com biomassa fixa oferecem inúmeras vantagens se comparados aos tratamentos biológicos convencionais tais como: entrada rápida em regime, alta taxa de remoção volumétrica, aumento da estabilidade do processo e compacidade dos reatores (LAZAROVA & MANEM, 1995). O melhoramento de estações existentes com o acoplamento de reatores de biomassa fixa vem apresentando uma grande eficiência na degradação da matéria orgânica, proporcionando bons resultados (RYHINER et al., 1992).

Neste contexto, os reatores de leito fluidizado trifásico aeróbio (RLFTA) vêm se destacando como uma alternativa viável de tecnologia de tratamento de águas residuárias. Eles possibilitam o tratamento em unidades mais compactas e com grande concentração de

biomassa ativa; permitem a aplicação de elevadas cargas orgânicas; utilizam baixo tempo de retenção hidráulica; e têm baixa produção de lodo.

Nos RLFTA, consideram-se boas condições de operação se a colonização do suporte, em regime permanente, é assegurada e se o biofilme é mantido fino. Para isto, a escolha do material suporte é um aspecto essencial. Este, além das diversas características físicas e químicas a serem consideradas tais como: tamanho, forma, superfície específica, densidade, resistência mecânica, porosidade e rugosidade, tem no custo um dos mais importantes fatores de seleção.

A aplicação de material suporte no tratamento de esgoto influencia tanto no processo biológico, como na operação do sistema. A utilização de materiais granulares de origem mineral, tais como carvão ativado e areia, predominaram nas primeiras experiências em bio-reatores durante a década de 80 e a utilização de materiais alternativos (sintéticos) para meio suporte, como polietileno, polipropileno, poliestireno, polivinilclorado, se expandiu e vem se destacando deste o início dos anos 90.

A acumulação de microrganismos sobre essas superfícies sólidas é o resultado de complexos fenômenos biológicos e físicos, nos quais intervêm fatores como as características e a dinâmica da população microbiana, o tempo de detenção hidráulica e as características do material suporte (TAVARES, 1992; NGUYEN, 1989; BELKHADIR, 1986).

O avanço dos conhecimentos nas áreas de microbiologia e bioquímica de tratamento de águas residuárias, através de biofilme, contribui decisivamente para o entendimento dos mecanismos de depuração que ocorrem no processo, permitindo dessa forma, identificar em bases racionais os critérios de aplicação dessa tecnologia no tratamento de águas residuárias de diversas origens (MONTEGGIA & ALÉM SOBRINHO, 1999).

A potencialidade dos reatores de leito fluidizados vem despertando o interesse de muitos pesquisadores, indústrias e empresas de saneamento, o que pode ser confirmado pelo crescente número de publicações sobre o desenvolvimento tecnológico destes nos últimos anos (GONÇALVES et al., 2001).

No Brasil, muitas universidades e centros de pesquisa têm estudado sua aplicação no tratamento de efluentes. Na Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC) algumas

pesquisas foram desenvolvidas com reatores biológicos de leito fluidizado trifásico, para o tratamento aeróbio de efluentes têxteis: WOLFF (1997), BARTHEL (1998), SALES (1999) e GRANDO ALVES (2000); e no tratamento de efluentes sanitários: HEIN DE CAMPOS (2001).

O presente trabalho visa à continuidade dessas pesquisas, com reator de leito fluidizado trifásico aeróbio, utilizando diferentes materiais suporte, no tratamento de esgoto sanitário, sendo parte integrante dos projetos do PROSAB – Programa de Pesquisa em Saneamento Básico, Edital 2.

## **1.1. OBJETIVOS**

### **1.1.1. Objetivo Geral**

Estudar o comportamento de reator de leito fluidizado trifásico aeróbio no tratamento de esgoto sanitário, proveniente de reator anaeróbio, e o desenvolvimento de biofilme em diferentes materiais suporte.

### **1.1.2. Objetivos Específicos**

- Estudar o desempenho do reator de leito fluidizado e otimização do seu funcionamento visando sua aplicação em escala real;
- Estudar a hidrodinâmica do reator;
- Testar três tipos de materiais suporte poliméricos: PVC, PET e OSBG<sup>®</sup>;
- Estudar o biofilme desenvolvido em cada material suporte para diferentes condições operacionais do reator.

## **2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA**

### **2.1. INTRODUÇÃO**

A importância dos recursos hídricos em qualquer processo de desenvolvimento sócio-econômico é inquestionável, e particularmente no mundo atual, onde a água, além de cumprir seu papel natural de abastecimento das necessidades humanas, animais e produtivas, vem cada vez mais sendo degradada, ao servir como veículo para os despejos de efluentes urbanos, industriais, agrícolas e extrativistas (ROCHA, 2000).

Segundo autor, o limite superior de água utilizável no globo para consumo situa-se entre 9.000 quilômetros cúbicos e 14.000 quilômetros cúbicos. Quanto à qualidade, os lançamentos de efluentes urbanos e industriais, a deposição de dejetos animais, de agrotóxicos e de detritos das atividades extrativistas limitam o uso desse recurso natural, exigindo elevados investimentos para a sua recuperação, o que interfere no desenvolvimento econômico e social.

Dependendo da carga orgânica lançada nos cursos d'água, os esgotos provocam a total degradação do ambiente ou, em outros casos, o meio demonstra ter condições de receber e de decompor os contaminantes até alcançar um nível que não cause problemas ou alterações acentuadas que prejudiquem o ecossistema local e circunvizinho. Essas condições permitem a evolução, reprodução e crescimento de organismos que decompõem a matéria orgânica (NETO & CAMPOS, 1999).

Segundo estes autores, dentre os inúmeros processos de tratamento existentes, os processos biológicos, aeróbios e anaeróbios, podem ser aplicados para o tratamento de esgoto sanitários, cada qual apresentando uma série de aspectos positivos e, naturalmente, outra série de aspectos negativos. Nesses processos são utilizados organismos que se proliferam na água, procurando otimizar o tratamento e minimizar custos, para que se consiga a maior eficiência possível, respeitando-se as restrições que se impõem para proteção do corpo receptor e pelas limitações de recursos disponíveis.

No Brasil, segundo relatório do TCU, mais de 34 milhões de brasileiros ainda não são abastecidos com água potável, o que equivale a 20% da população. Pouco mais de 60 milhões de habitantes não têm acesso à rede coletora de esgoto (35%), e apenas cerca de 20 milhões (12%) têm esgoto tratado (CRISTINA, 2002). De acordo com a Agência Nacional de Águas, apenas 20% do volume de esgotos coletados no país passa por uma estação de tratamento.

Dados da Organização Mundial de Saúde (OMS) indicam que cerca de 80% das doenças são devidas à falta de saneamento. No Brasil, cerca de 80% das cidades brasileiras não dispõem de redes de coleta de esgoto, e não mais de que 5% delas dispõem de tratamento desses efluentes.

A OMS recomenda que 50% da população urbana seja atendida pelo sistema de esgoto. Em Santa Catarina, apenas 8% da população urbana é servida pela rede de esgoto. Em Florianópolis, no início da década de 90, a rede de esgoto atendia apenas 3% da população urbana. A partir de 1993, o sistema começou a atender 36% e hoje abrange 43,64% do município. Dos 23 municípios da Grande Florianópolis, apenas parte da capital e pequenos trechos de alguns municípios são servidos pelo sistema de esgoto sanitário. Quanto à água tratada, Santa Catarina, está dentro do padrão aceitável: 86% das residências urbanas são abastecidas, contra 80% recomendados pela OMS.

## **2.2. CARACTERIZAÇÃO DOS ESGOTOS DOMÉSTICOS**

De maneira geral, os esgotos sanitários possuem mais de 98% de sua composição constituída por água, porém há contaminantes, entre os quais destacam-se: sólidos suspensos, compostos orgânicos (proteínas: 40% a 60%; carboidratos: 25% a 50%; e óleos e graxas: 10%), nutrientes (nitrogênio e fósforo), metais, sólidos dissolvidos inorgânicos, sólidos inertes, sólidos grosseiros, compostos não biodegradáveis, organismos patogênicos e, ocasionalmente, contaminantes tóxicos decorrentes de atividades industriais ou acidentais (NETO & CAMPOS, 1999).



Sua caracterização se dá através de coletas de amostras representativas e análises físico-químicas destas, devendo-se determinar os seguintes parâmetros: pH, temperatura, DBO (Demanda Bioquímica de Oxigênio), DQO (Demanda Química de Oxigênio), nitrogênio nas formas de nitrogênio orgânico, amoniacal, nitritos e nitratos, fósforo, alcalinidade, sólidos: totais, fixos e voláteis, sólidos suspensos e dissolvidos, sólidos sedimentáveis, coliformes totais e coliformes fecais. Dependendo do caso, deve-se ainda adicionar análises de metais pesados, pesticidas, etc.

Entre os parâmetros citados ressaltam-se a DBO e os coliformes. Em esgotos sanitários, a DBO geralmente varia na faixa de 150 a 600 mg/l, em média; e no que se refere à contaminação do corpo receptor por microrganismos potencialmente patogênicos, a faixa de valores mais comuns para os coliformes totais e/ou fecais é de  $10^6$  a  $10^8$  NMP/100ml. Segundo JORDÃO & PESSOA (1995), a DBO do esgoto doméstico varia entre 100 a 300 mg/L, de acordo com sua condição, e a presença de nitritos raramente excede a 1,0 mg/L.

A tabela 2.1. apresenta os dados de parâmetros de esgotos domésticos. Esses valores podem ser diferenciados em diversas localidades, de acordo com o uso e práticas locais da água.

Tabela 2.1.- Valores típicos para diferentes condições do esgoto(mg/L)

Parâmetro	Forte	Médio	Fraco
DBO <sub>5d</sub> 20° C	300	200	100
OD	0	0	0
Nitrogênio Total	85	40	20
Nitrogênio Orgânico	35	20	10
Amônia Livre	50	20	10
Nitrato, NO <sub>2</sub>	0,1	0,05	0
Nitratos, NO <sub>3</sub>	0,4	0,2	0,1
Fósforo Total	20	10	5

Fonte: JORDÃO & PESSOA (1995).

Segundo o Manual de Saneamento do Ministério da Saúde (FNS, 1999), as formas de poluição das águas são de origem natural ou como resultado das atividades humanas. Existem essencialmente três situações de poluição, cada uma delas caracterizada pelo estágio de desenvolvimento social e industrial, como segue:

- Primeiro estágio: **poluição patogênica**. Neste estágio, as exigências quanto à qualidade da água são relativamente pequenas, tornando-se comuns as enfermidades veiculadas pela água. O uso de estações de tratamento de água e sistemas de adução podem prevenir os problemas sanitários neste estágio;
- Segundo estágio: **poluição total**. Este estágio define-se como aquele em que os corpos receptores tornam-se realmente afetados pela carga poluidora que recebem (expressa como sólidos em suspensão e consumo de oxigênio). Normalmente ocorre durante o desenvolvimento industrial e o crescimento das áreas urbanas. Os prejuízos causados ao corpo receptor e, em consequência, a população, podem ser reduzidos com a implantação de sistemas eficientes de tratamento de águas e de esgotos;
- Terceiro estágio: **poluição química**. Este estágio é o da poluição insidiosa, causada pelo contínuo uso da água. O consumo de água aumenta em função do aumento da população e da produção industrial.

De forma geral, os esgotos lançados "*in natura*" atingem os grandes mananciais de abastecimento d'água, afetando sua qualidade. Tal fato leva a uma cadeia de conflitos ambientais e sociais, cabendo aos órgãos responsáveis iniciarem uma tarefa de fiscalização e conscientização, e passarem a exigir o tratamento em suas respectivas fontes de poluição (PORTUGAL, 1995).

O autor cita ainda que o esgoto doméstico tem seu tratamento estipulado no país, em aproximadamente US\$ 24 bilhões. Atualmente, dos mais de 5 mil municípios brasileiros, apenas cerca de 50 recolhem e tratam adequadamente os esgotos domésticos gerados.

### 2.3. TRATAMENTO DE ESGOTOS DOMÉSTICOS

De acordo com a Organização Mundial da Saúde, as enfermidades transmitidas pela água são responsáveis por mais de 65% das internações hospitalares nos países em desenvolvimento. No Brasil, dados do Ministério da Saúde indicam que 90 % das crianças estão expostas a doenças diarreicas, responsáveis por aproximadamente 30 % das mortes de crianças até um ano de idade. Nesse contexto, o tratamento de esgotos sanitários que contemple a remoção de organismos patogênicos, constitui-se, na área da saúde pública, uma das principais estratégias para a prevenção de doenças de veiculação hídrica (FINEP, 2003).

A escolha e a implantação de uma estação de tratamento de esgoto tem por objetivo a remoção dos principais poluentes presentes nas águas residuárias. A escolha do tratamento depende das condições mínimas estabelecidas para a qualidade da água dos mananciais receptores.

O sistema de tratamento pode adotar diferentes tecnologias para depuração dos esgotos, que compreende as seguintes etapas: preliminar, primário, secundário, terciário, conforme apresentado na tabela 2.2.

Tabela 2.2.- Etapas do tratamento dos esgotos

Nível	Remoção
Preliminar	* Sólidos em suspensão grosseiros (materiais de maiores dimensões e areia)
	* Sólidos em suspensão sedimentáveis
Primário	* DBO em suspensão (matéria orgânica componente dos sólidos em suspensão sedimentáveis)
	* DBO em suspensão (matéria orgânica em suspensão fina, não removida no tratamento primário)
Secundário	* DBO solúvel (matéria orgânica na forma de sólidos dissolvidos)
	* Nutrientes
	* Patogênicos
Terciário	* Componentes não biodegradáveis
	* Metais pesados
	* Sólidos inorgânicos dissolvidos

Fonte: VON SPERLING (1996).

Segundo BNDES/97, as tecnologias de tratamento de efluentes são um aperfeiçoamento do processo de depuração da natureza, buscando reduzir seu tempo de duração e aumentar sua capacidade de absorção, com consumo mínimo de recursos em instalações e operação, e o melhor resultado em termos de qualidade do efluente lançado, sem deixar de considerar a dimensão da população a ser atendida.

Os sistemas existentes podem ser classificados basicamente, em dois grandes grupos: tecnologias de sistemas simplificados e sistemas mecanizados; os processos biológicos são aeróbios ou anaeróbios, conforme representado por NETO & CAMPOS, (1999) na tabela 2.3.

Tabela 2.3.- Tipos de reatores ou sistemas de tratamento de esgoto

<b>Tipo</b>	<b>Processo predominante</b>
Disposição do solo	Aeróbio e anaeróbio
Lagoas facultativas	Aeróbio e anaeróbio
Sistemas de lagoas tipo australiano	Aeróbio e anaeróbio
Lagoa aerada + lagoa de sedimentação	Aeróbio e anaeróbio
Lodos ativados convencionais	Aeróbio
Lodos ativados ( aeração prolongada)	Aeróbio
Valos de oxidação	Aeróbio
Lodos ativados em reator tipo batelada	Aeróbio
Poço profundo aerado	Aeróbio
Reator aeróbio de leito fluidizado	Aeróbio
Filtro anaeróbio	Anaeróbio
Reator anaeróbio por batelada	Anaeróbio
Decanto-digestor	Anaeróbio
Decanto-digestor + filtro anaeróbio	Anaeróbio
Reator anaeróbio de manta de lodo	Anaeróbio
Reator anaeróbio compartimentado (com chicanas)	Anaeróbio
Reator anaeróbio de leito fluidizado/expandido	Anaeróbio
Combinação de processos anaeróbio-aeróbio e biológico-físico-químicos	Anaeróbio e aeróbio; Aneróbio + físico-químico e aeróbio + físico-químico

Fonte: NETO & CAMPOS (1999).

Para esses autores, a disposição no solo é a forma mais antiga de depuração controlada dos esgotos, mas com a aceleração do processo de urbanização, vários fatores, incentivados pela sedução de tecnologias sofisticadas, levaram ao desenvolvimento de processos de tratamento mais compactos. A eficiência de remoção de DBO neste processo está entre 85% a 99%, e a de patogênicos está entre 90% e 99%.

As lagoas de estabilização são os processos mais naturais de depuração de esgotos. Eficientes na remoção de microrganismos patogênicos e de nutrientes eutrofizantes, as lagoas juntamente com a disposição controlada no solo são as opções mais simplificadas, quando se dispõe de área adequada para tal. A eficiência de remoção de DBO é de 70% a 90% e de coliformes é de 90% e 99%. Trata-se de um tratamento biológico em que a estabilização da matéria orgânica é realizada pela oxidação bacteriológica (oxidação aeróbia ou fermentação anaeróbia) e/ou redução fotossintética das algas. Costumam ser classificadas em: anaeróbias, facultativas, estritamente aeróbias, de maturação, aeradas e com macrófitas (JORDÃO & PESSOA, 1995).

No processo de tratamento biológico com lodos ativados, segundo JORDÃO & PESSOA (1995), o afluente e o lodo ativado são intimamente misturados, agitados e aerados. A necessidade de oxigênio neste sistema de tratamento é elevada, sendo necessário suprir oxigênio no meio. A eliminação de DBO alcança de 85% a 98% e a de patogênicos de 60% a 90%. Trata-se de um processo onde o lodo do decantador secundário é retornado, por bombeamento, ao tanque de aeração, para manter a eficiência do sistema.

Os valos de oxidação são unidades compactadas de tratamento por meio de aeração prolongada. Sua instalação tem por finalidade concentrar os fenômenos físicos, químicos e biológicos em um número mínimo de tratamento, sem prejuízo do elevado nível de eficiência que caracteriza o processo, no que se refere à redução de DBO e possível nitrificação-desnitrificação (JORDÃO & PESSOA, 1995).

No reator aeróbio de leito fluidizado, os microrganismos desenvolvem-se aderidos a partículas inertes (material suporte) que permanecem “suspensas” pelo resultado do movimento vertical ascendente da massa líquida (CAMPOS E PEREIRA, 1999). Trata-se de uma inovação na tecnologia de tratamento de esgotos, que permite trabalhar em reatores mais compactos, com grande concentração de biomassa ativa, aplicação de elevadas cargas

orgânicas, com baixo tempo de retenção hidráulica e baixa produção de lodo (GONÇALVES et al., 2001).

Os filtro anaeróbios são reatores biológicos com fluxo ascendente, horizontal ou descendente, através do lodo anaeróbio ativo, com a biomassa retida em um leito fixo através da aderência e desenvolvimento de microrganismos. Seu principal objetivo é propiciar maior tempo de retenção celular, para obter contato longo entre a biomassa ativa e o esgoto a ser tratado (NETO et al., 1999). Indicado para tratamento de esgoto mais solúvel, e águas residuárias de baixa concentração (ex. esgoto doméstico pré-sedimentado), seu tempo de retenção hidráulica é de algumas horas, ao passo que o tempo de retenção celular geralmente é superior a 20 dias (KATO et al., 1999).

Os filtros anaeróbios por batelada, possuem características semelhantes aos reatores básicos. Seu tratamento é efetuado em um único tanque, em uma seqüência operacional que compreende: enchimento, tratamento (por meio de reações ou transformações dos constituintes de esgoto pelos microrganismos que se desenvolvem), sedimentação final do lodo biológico e esvaziamento do tanque. Apresenta vantagens em relação aos reatores anaeróbios convencionais como baixa razão alimento/microrganismos e trata esgotos a altas taxas (FORESTI et al., 1999).

Popularmente conhecidos como tanques sépticos, os decanto-digestores, podem ser de câmara única, câmaras em série ou de câmaras sobrepostas (NETO E CAMPOS, 1999). Em geral, é utilizado em combinação com outra unidade de tratamento, sendo muito comum o uso de filtros anaeróbios. São de operação simples, aplicados desde as pequenas vazões até a volumes médios e seu custo é extremamente baixo (KATO et al., 1999). Propiciam a decomposição dos sólidos orgânicos decantados no seu próprio interior e acumulam temporariamente os resíduos, com volume reduzido pela digestão anaeróbia. Como outros processos anaeróbios, não apresentam alta eficiência, principalmente na remoção de patogênicos, mas produz um efluente razoável, que pode mais facilmente ser encaminhado a um pós-tratamento ou ao destino final. A eficiência dos decanto-digestores depende de vários fatores, situando-se normalmente entre 40% a 70% na remoção da DBO ou DQO e 50% a 80% na remoção dos sólidos suspensos (NETO et al., 1999). Segundo estudo de OLIVEIRA (1983) em reator com duas câmaras em série, o tratamento de esgoto

bruto por um período de 16 meses propiciou remoção de cerca de 70% da DBO na primeira câmara e 75% na segunda câmara. Quanto aos sólidos suspensos, a remoção na primeira câmara foi de 77% e na segunda 99%. ALÉM SOBRINHO & SAID (1991) encontraram porcentagens de remoção médias da ordem de 66% da DBO, 64% da DQO e 59% dos sólidos suspensos, investigando decanto-digestores em série.

Os reatores anaeróbios de manta de lodo (UASB), são unidades de tratamento biológico destinadas à águas residuárias de natureza simples ou complexa, de baixa ou de alta concentração, solúveis ou com material particulado. Não possuem material suporte para a biomassa, ocorrendo a imobilização dos microrganismos por meio de auto adesão, formando flocos ou grânulos densos suspensos (FORESTI et al., 1999). Possuem como características principais: sistema compacto, baixo custo de implantação e de operação, baixa produção de lodo, satisfatória eficiência de remoção de DBO e de DQO (da ordem de 65% a 75%), baixo consumo de energia, possibilidade de rápido reinício, elevada concentração do lodo excedente e boa desidratação do lodo. Embora os reatores UASB incluam amplas vantagens, principalmente no que diz respeito a requisitos de área, simplicidade e baixos custos de projeto, operação e manutenção, alguns aspectos negativos ainda são atribuídos aos mesmos como: possibilidade de emanção de maus odores, baixa capacidade do sistema em tolerar cargas tóxicas, elevado intervalo de tempo necessário para a partida do sistema, necessidade de uma etapa de pós-tratamento (CHERNICHARO et al., 1999).

Os reatores anaeróbios compartilhados ou de chicanas são tanques de diversas câmaras dispostas horizontalmente em série, separadas por paredes ou chicanas verticais. Distinguem-se dos tanques sépticos com câmaras em série, por não possuírem dispositivo interno de separação de sólidos e gases. Com tempo de retenção hidráulica superior a 12 horas, requerem volumes razoáveis, sendo indicados para vazões menores. Em termos de processo, o reator compartilhado se caracteriza por oferecer a possibilidade de separar algumas das fases da digestão anaeróbia, a qual favorece a formação do metano, eliminando na forma de gás o hidrogênio na primeira ou nas primeiras câmaras. Em cada câmara seqüencial, esses reatores possuem uma manta de lodo com características de degradação distintas para cada componente intermediário formado, havendo separação de

gases individuais. Não se tem conhecimento de sua aplicação prática até o momento, estando restrito a estudos de laboratório (KATO et al., 1999).

Os reatores anaeróbios de leito fluidizado e expandido possuem configurações e funcionamentos bem semelhantes, tendo como diferença básica o grau de expansão do leito de lodo, representado pelo grau de fluidização. Ambos os reatores são próprios de configuração com biomassa imobilizada em meio suporte por aderência dos microrganismos, porém, pelas suas características hidrodinâmicas, são móveis no interior (KATO et al., 1999).

Finalmente, o uso combinado de reatores anaeróbios e aeróbios apresenta-se com grande potencial para o tratamento de esgotos, incluindo não somente o tratamento complementar da matéria-orgânica, como também para a remoção de outros poluentes, quando necessários. Em linhas gerais, quando se faz necessário obter um efluente com alta qualidade, os processos aeróbios podem ser utilizados por suas conhecidas características e vantagens para a remoção de matéria orgânica com baixas concentrações. A maior parte da remoção caberia ao reator anaeróbio, ficando o remanescente para o reator aeróbio. No entanto, este teria reduzido significativamente as desvantagens atribuídas por causa dos menores custos de energia, volume do tanque, produção de lodo de excesso, e, conseqüentemente, do conjunto reator anaeróbio-reator aeróbio. Exemplos práticos desse sistema são conhecidos: UASB (anaeróbio) com lodos ativados (aeróbio); UASB (anaeróbio) com filtros biológicos convencionais (aeróbio); UASB (anaeróbio) com lagoa aerada (aeróbio) (KATO et al., 1999).

Em decorrência das várias opções e dos inúmeros condicionantes, são muitas as variáveis determinantes a serem consideradas na escolha de alternativas tecnológicas para o tratamento dos esgotos sanitários. Devem ser analisadas, avaliadas e comparadas, no mínimo: a eficiência na remoção de sólidos, matéria orgânica, microrganismos patogênicos e nutrientes eutrofizantes; a capacidade de observar as variações qualitativas e quantitativas do afluente; a capacidade do sistema de se restabelecer de perturbações funcionais e a estabilidade do efluente; os riscos de maus odores e de proliferação de inseto; a facilidade de modulação e expansão; a complexidade construtiva; as facilidades e dificuldades para manutenção e operação; o potencial produtivo e os benefícios econômicos diretos e



indiretos (destino final do capital investido e seu retorno social); e os custos diretos na implantação, manutenção e operação. Em cada caso real, algumas dessas variáveis se revelarão como mais importantes e determinantes da opção a ser escolhida, sem se perder a visão do conjunto de fatores intervenientes (NETO & CAMPOS, 1999).

## **2.4. PROCESSOS DE TRATAMENTO COM BIOMASSA FIXA**

A busca de novas tecnologias de bio-reatores tem sido motivada por diversos fatores, dentre os quais merecem destaque: a crescente exigência relativa aos padrões de lançamento de efluentes nos corpos receptores; a necessidade de se dispor de sistemas de tratamento de alto desempenho, pouco sujeitos a falhas operacionais; a decrescente disponibilidade de área para a instalação de sistemas de tratamento em centros urbanos ou industriais; e as possibilidades de acoplamento ou integração dos processos de tratamento biológico com os processos físico-químicos.

Os processos de tratamento com biomassa fixa oferecem inúmeras vantagens se comparados aos tratamentos biológicos convencionais tais como: entrada rápida em regime, alta taxa de remoção volumétrica, aumento da estabilidade do processo e compacidade dos reatores (LAZAROVA & MANEM, 1995).

O melhoramento de estações já existentes com integração de reatores de biomassa fixa vem ocorrendo com bons resultados. A imobilização de microrganismos possibilita operações com maiores concentrações bacterianas eliminando a necessidade de recirculação de lodo concentrado. O processo atinge assim melhor estabilidade, especialmente na ocorrência de picos de poluição não esperados (RYHINER et al., 1992).

Segundo SILVA et al. (1999), os processos de tratamento utilizando biomassa aderida em meio suporte têm provado ser eficiente nos tratamentos de esgotos, por apresentar grande eficiência na degradação da matéria orgânica e por sua boa estabilização operacional. Nas partículas suporte fluidizadas ocorre o crescimento dos microrganismos, formações de exopolímeros e o desprendimento do biofilme. Para CHARACKLIS & COOKSEY (1983) e KOCH et al. (1991) citados por SILVA (1999), a colonização de

microrganismos no meio suporte proporciona a formação de um filme fino e contínuo, cuja estrutura não é uniforme.

A elevada concentração de biomassa ativa aderida permite significativa retenção de microrganismos no biofilme e grande eficiência na conversão de substratos orgânicos biodegradáveis (CAMPOS & PEREIRA, 1999).

Para VIEIRA (1989), a fixação de bactérias no meio suporte parece ocorrer em uma matriz de polímeros, principalmente polissacarídeos, que efetuam a aderência inicial das células à superfície do meio suporte.

De acordo com HANNEMAN (1994) citado por SILVA et al. (1999) a matriz de polissacarídeos envolve as microcolônias de bactérias, formando uma barreira às substâncias tóxicas, permitindo o transporte de nutrientes e promovendo a adesão nas superfícies porosas.

Nos sistemas com biomassa fixa, a densidade do conjunto “meio suporte-biomassa” é bastante diferente da densidade do líquido no reator, possibilitando a existência de gradientes de velocidade entre o líquido e a camada externa do biofilme. Desta forma, as células estão continuamente expostas a novos substratos, aumentando potencialmente a sua atividade. No entanto, caso a espessura do biofilme seja muito elevada, o consumo do substrato ao longo deste pode ser tal, que as camadas mais internas sejam deficientes de substrato, diminuindo a sua atividade. Nestas condições a aderência com o meio suporte diminui e a biomassa pode se desalojar do meio suporte (VON SPERLING, 1996).

Os processos com leitos móveis ou fluidizados utilizam meio suporte em permanente movimento, tendo força motriz de origem hidráulica ou mecânica. Geralmente o material utilizado é de elevada superfície específica para a adesão da biomassa, podendo ser grãos de reduzido diâmetro (0,2 a 2,0 mm) ou material de grande porosidade (esponjas). Grandes concentrações de biomassa são atingidas neste processo ( $>20 \text{ Kg SST/m}^3$ ), resultando numa elevada capacidade de depuração. Sua principal vantagem, com relação a processos com leito fixo, é a ausência de colmatção do meio filtrante, possuindo como desvantagens elevados custos operacionais, especialmente a energia, e os dispositivos sofisticados necessários à adequada distribuição de fluxo e aeração nos reatores (GONÇALVES et al., 2001).

### 2.4.1. Reator de Leito Fluidizado

Os reatores de leitos fluidizados têm sido pesquisados com o objetivo de se obter estações de tratamento de efluentes compactas. Esses reatores representam uma inovação na tecnologia de tratamento de esgotos permitindo tratar elevadas cargas orgânicas e hidráulicas, com significativa eficiência da remoção carbonácea e com baixos tempos de retenção hidráulica, reduzindo assim, as dimensões das instalações de tratamento.

O processo de tratamento nesses reatores é biológico, contínuo, de aeração forçada através de injeção direta de ar por entre o leito, de material suporte granular, e o líquido.

Segundo GONÇALVES et al. (2001), a imobilização dos microrganismos em suportes inertes formam biofilmes extremamente densos e finos, permitindo:

- Reter uma grande concentração de biomassa no interior do reator, devido à maior área superficial;
- Melhorar o contato da biomassa com o substrato;
- Operar com tempos de retenção hidráulica reduzidos;
- Melhorar a eficiência na remoção da carga orgânica;
- Diminuir a produção de lodo; e
- Reduzir a área necessária para as reações biológicas.

Esse tipo de tratamento possui inúmeras vantagens, tais como:

- Altas eficiências obtidas em pequenos tempos de retenção;
- Reatores compactos que não exigem grande área para implantação;
- Adequabilidade a diferentes tipos de efluentes; e
- Elimina problemas de operação como colmatção do leito e queda de pressão.

A aplicação dos reatores de leito fluidizado passou a ter um grande desenvolvimento a partir da década de 70, principalmente na Inglaterra e nos Estados Unidos. Um dos eventos reportados como marcante para o desenvolvimento desse reator foi a conferência na cidade de Manchester em 1980, organizada em conjunto pela universidade local e o Water Research Center (Stevenage), os quais eram os centros de pesquisa que vinham conduzindo experimentos há alguns anos até então.

Neste evento, o reator de leito fluidizado foi considerado como o desenvolvimento mais significativo no tratamento de esgoto, nos últimos cinquenta anos (GONÇALVES et al., 2001).

Ainda segundo os mesmos autores, encontram-se registros de uso de reatores químicos de leitos fluidizados desde a década de 30, enquanto que reatores biológicos tiveram seu desenvolvimento a partir da década de 40.

Nos anos 80, COSTA (1989) utilizando reator de leito fluidizado, estudou o controle do biofilme através dos parâmetros operacionais.

Atualmente, encontra-se em operação em Nova York, USA, algumas unidades piloto para tratamento de esgoto doméstico, sendo que na América do Norte, há cerca de uma dezena destas estações de tratamento; na França, existem cerca de quinze estações de tratamento; na Suécia encontram-se 4 reatores e no Japão operam cerca de 40 unidades, onde o processo normalmente é utilizado para o tratamento de despejos industriais (GONÇALVES et al., 2001).

Além das pesquisas desenvolvidas no Programa de Pós-Graduação em Engenharia Ambiental da Universidade Federal de Santa Catarina, outras universidades têm estudado sua aplicação, como segue:

- Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira - UNESP (GEBARA, 1999);
- Escola de Engenharia de São Carlos - EESC-USP (ZAIAT, 1996);
- Universidade Estadual de Maringá - UEM (SOUZA, 2002);
- Universidade Estadual de Campinas – UNICAMP (BERGAMASCO, 1996);

- COPPE – Universidade Federal do Rio de Janeiro - UFRJ (TAVARES, 1992; HERNANDEZ-ROCHA, 1992; DISTLER, 1995; TOLEDO, 1995).

Em escala real, sua aplicação no país já é uma realidade. Duas séries de quarto reatores (linhas 1 e 2), com 8 m de altura e 35 m<sup>2</sup> de secção transversal, com areia como meio suporte, estão em funcionamento na ETE da FIAT, um dos maiores fabricantes de automóveis do país, em Betim, situada a 25 Km ao sul de Belo Horizonte. Os objetivos do tratamento são: remoção da elevada carga orgânica em pequeno espaço (linha 1) e reutilização de efluentes com baixos teores de sais (linha 2). Com este sistema obtém-se um efluente tratado que contém menos de 90 mg/l de DQO, cumprindo com a legislação (linha 1) e reutilização de 50% do total de água residuária da indústria sem utilizar processo de dessalinização (linha 2) (PC-Revista Prevención de la Contaminación, 1999). Uma outra aplicação está em Ilha Solteira, SP, onde a Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, FEIS-UNESP, desenvolve um projeto de monitoramento de dois reatores aeróbios de leito fluidizado de 6 e 12 m de altura e com diâmetros externo e interno de 0,25 e 0,20 m, respectivamente, visando a determinação da sua eficiência com esgotos domésticos submetido apenas a tratamento primário (GEBARA et al., 2002).

Os tipos mais comuns de reatores biológicos de leito fluidizado para o tratamento de efluentes, são: leito fluidizado bifásico e leito fluidizado trifásico.

#### **2.4.1.1. Leito Fluidizado Bifásico**

Com mais de 65 estações de tratamento em escala real operando nos EUA e na Europa (LAZAROVA & MANEM, 1993), os reatores de leito fluidizado bifásico são indicados para o tratamento de efluentes diluídos. Seus custos de implantação chegam a ser 50% menores do que o de sistemas de lodos ativados, embora os custos de operação e manutenção sejam superiores (devido a saturação em O<sub>2</sub> e bombeamentos).

O comportamento das partículas do leito é função da velocidade do líquido, e o regime de escoamento de um leito fluidizado bifásico é admitido como um escoamento pistão.

Nos reatores bifásicos utiliza-se oxigênio puro, o qual é misturado ao afluente em um oxigenador pressurizado, antes de entrar no reator, para maximizar a transferência de oxigênio. A fluidização ocorre pela passagem do afluente através do leito e pela recirculação do efluente tratado. Esta recirculação tem também a função de garantir que o oxigênio não seja um fator limitante para a eficiência do processo, uma vez que dilui a concentração do substrato na alimentação.

Para alguns autores citados em TAVARES (1992), a eficiência da remoção do reator biológico bifásico é bastante afetada por limitações no suprimento de oxigênio, pois este é quase todo consumido na base do reator, fazendo com que as partículas passem de zonas ricas para zonas pobres em oxigênio, e vice-versa, ocorrendo assim regiões onde praticamente não haverá metabolização de substrato e crescimento de microrganismos, diminuindo a eficiência de remoção de poluentes e afetando o desempenho do processo.

Quando a velocidade de fluidização é elevada, com o intuito de solucionar o problema do oxigênio, grande parte das biopartículas são arrastadas para o exterior do reator. Observou-se, então, que para assegurar uma melhor performance dos reatores bifásicos, é fundamental a obtenção de biofilmes finos e densos. Portanto, a espessura do biofilme deve ser controlada. Com esse objetivo, alguns sistemas utilizam processos mecânicos, como por exemplo, bombas *air lift*, misturadores, bombas volumétricas e outros, os quais apresentam desvantagens de custos elevados e dificuldades operacionais (COSTA, 1989).

As condições hidrodinâmicas no reator de leito fluidizado bifásico podem ser traduzidas pela relação linear existente entre a perda de carga e a velocidade superficial do líquido aplicada. À medida que a velocidade aumenta, o leito vai se expandindo. A fluidização do leito é alcançada a partir do momento em que a perda de carga se torna constante. Assim, o peso das partículas no leito se iguala à força de arraste, devido à velocidade superficial e, em consequência, o seu movimento é independente das demais. Esse fenômeno caracteriza o leito fluidizado. O grau de expansão pode ser medido em

relação à altura do leito, quando estacionário. Uma expansão acima de 20 a 30 % pode ser suficiente para se considerar o leito fluidizado.

Pode-se explicar o efeito da velocidade superficial do líquido no reator cilíndrico em leito fluidizado bifásico pelas seguintes características (COSTA, 1989):

- *Leito compacto*: com velocidade superficial do líquido nula ( $U_l = 0$ ) e disposição aleatória das partículas na base do reator;
- *Leito fixo ou pré-fluidizado*: a velocidade superficial do líquido é inferior ao mínimo de fluidização ( $U_l < U_{mf}$ ) e a disposição de partículas é caracterizada por uma interface horizontal entre o leito de partículas e o líquido. A altura do leito é independente da velocidade superficial;
- *Leito fluidizado*: a velocidade superficial está compreendida entre o mínimo e o máximo de fluidização ( $U_{mf} < U_l < U_{máx}$ ) e as partículas sólidas são afastadas umas das outras, onde são estimuladas por movimentos desordenados. A altura do leito é função do crescimento da velocidade superficial;
- *Transporte hidráulico*: a velocidade superficial é superior ao máximo de fluidização ( $U_l > U_{máx}$ ) e as partículas sólidas são levadas para fora do reator. A altura do leito é considerada como nula.

#### 2.4.1.2. Leito Fluidizado Trifásico

Os reatores biológicos trifásicos surgiram para minorar os problemas ocorridos nos reatores bifásicos. Estes reatores utilizam injeção direta de gás no meio, permitindo uma melhor mistura das partículas, de forma que através das condições de turbulência instaladas é possível limitar a espessura do biofilme, sem diminuir a eficiência de tratamento, quando comparados com reatores bifásicos. Além disso, esse tipo de reator proporciona o aumento da porosidade do leito, com o livre movimento das bolhas de gás nos vazios intersticiais, gerando uma melhor distribuição do oxigênio, bem como diminui as perdas de cargas e a conseqüente colmatação do leito (WOLFF, 1997).

O reator em seu estado estacionário inicial é considerado um leito bifásico (sólido e líquido). À medida que inicia sua operação, seja com a introdução de oxigênio (reator aeróbio) ou pela formação de biogás (reator anaeróbio), forma um sistema trifásico (sólido, líquido e gás), assim composto (GONÇALVES et al., 2001):

- *Fase sólida*: composta de material granular, permitindo a retenção de sólidos suspensos e fixação da biomassa;
- *Fase líquida*: onde o material sólido é imerso. É renovada continuamente pelo suprimento do afluente;
- *Fase gasosa*: criada pela entrada de ar no reator (aeróbio), ou pela geração interna de biogás (reator anaeróbio).

A fluidização do leito consiste em colocar partículas sólidas em expansão por intermédio de uma corrente ascendente líquida ou gasosa, que permite melhor transferência de oxigênio e separação das fases nos reatores. A injeção de gás e líquido simultaneamente contribui para uma melhor transferência de massa líquida/sólida e induz alta tensão de cisalhamento que controla a espessura do biofilme, conforme LAZAROVA & MANEM (1993) e SAGBERG et al. (1992).

O comportamento das partículas no leito de um reator trifásico é função da velocidade do líquido e do gás (sistema trifásico) e seu regime de escoamento é muito semelhante à mistura completa.

Um período de aclimação da biomassa é necessário para selecionar a própria biomassa (ROVATTI et al., 1995). Sua elevada concentração assegura uma maior idade do lodo, o que resulta em uma menor produção deste. Além disso, inclui como vantagem a capacidade que os biofilmes têm para suportar uma grande variedade de população microbiana.

Para GONÇALVES et al. (2001), com esses reatores se obtém uma elevada concentração de biomassa ativa e altas cargas orgânicas podem ser aplicadas. Sua utilização se estende para o tratamento ou pós-tratamento de efluentes de várias naturezas, com concentrações entre 100 e 2000 mg/L de DQO. As cargas orgânicas aplicadas em reatores



de escala real têm sido relatadas entre 30 a 60 kgDQO/m<sup>3</sup>.dia, com baixa produção de lodo, mesmo para cargas orgânicas aplicadas superiores àquelas dos processos convencionais.

Os reatores de leito fluidizado trifásico são fonte de estudo em relação à sua operação em grande escala e com efluentes tóxicos. Para melhor compreender esse processo biológico de tratamento de efluente é necessário o conhecimento de aspectos sobre a adesão microbiana, a formação e desenvolvimento de biofilme em suportes sólidos, o conhecimento e a determinação de fatores que afetam a concentração de polissacarídeos no biofilme e a concentração da biomassa no interior do reator (BERGAMASCO et al., 1997).

#### 2.4.1.3. Parâmetros Hidrodinâmicos

Os reatores de leito fluidizado trifásico apresentam um comportamento hidrodinâmico muito complexo. Para assegurar sua viabilidade no tratamento de efluentes, alguns parâmetros operacionais devem ser assegurados de forma a condicionarem o desenvolvimento de biofilme. Esses parâmetros são associados as condições hidrodinâmicas no reator, que pode ser caracterizados pela:

**a) Velocidade Mínima de Fluidização ( $U_{mf}$ ):** A velocidade mínima de fluidização ( $U_{mf}$ ) é definida como sendo a velocidade do fluido na qual as partículas começam a fluidizar, determinando o limite inferior da velocidade de operação do leito fluidizado. Ela depende da densidade e tamanho das partículas e das propriedades do líquido, tais como densidade e viscosidade. Como estas últimas variam em função da temperatura, a velocidade mínima de fluidização também depende desta. Um aumento da temperatura torna o líquido menos viscoso e facilita a fluidização, mesmo para baixas velocidades superficiais do líquido (FAN, et al., 1987 citado por BERGAMASCO, 1996).

Experimentalmente, a velocidade mínima de fluidização é determinada em leito bifásico pela medida da variação da perda de carga ( $\Delta H_p$ ) através do leito em função da velocidade superficial do líquido ( $U_L$ ). A perda de carga através do leito aumenta com a

velocidade do líquido enquanto o leito é fixo, após a fluidização ela permanece constante, caracterizando o leito fluidizado.

A determinação da velocidade mínima de fluidização pode ser feita graficamente pela curva de  $\ln(\Delta H_p)$  versus  $\ln(U_L)$  e a intersecção das duas retas correspondem a velocidade mínima de fluidização.

**b) Velocidade Superficial do Gás ( $U_G$ ) e do Líquido ( $U_L$ ):** A velocidade superficial do líquido e a do gás são parâmetros importantes, tanto na caracterização como na concepção do leito fluidizado trifásico. Estas velocidades caracterizam o regime de fluxo como:

- fluxo de bolha dispersa, ou regime borbulhante uniforme;
- fluxo de bolha descontínuo, ou regime turbulento;
- fluxo de coalescência de bolhas;
- fluxo slugs, ou de bolhas de grande tamanho.

Para BERGAMASCO (1996), a presença de uma fase gasosa mostra-se importante para a obtenção de um biofilme fino. O efeito da passagem do ar no reator contribui para aumentar o atrito entre as partículas (contração do leito) e o cisalhamento pela água (efeito das turbulências locais).

Além das velocidades nas fases gasosa e líquida, o tamanho das partículas também tem efeito no tamanho das bolhas, definindo o regime de fluxo (FAN, 1989 citado por HEIN DE CAMPOS, 2001). A velocidade do gás ( $U_G$ ) influencia no desenvolvimento do biofilme aderido às partículas. Resultados experimentais de COSTA (1991) e TAVARES (1992) mostram que, aplicando-se maior  $U_G$  no reator, obtêm-se biofilmes finos e ativos.

**c) Retenção das Fases Sólida ( $\epsilon_s$ ), Líquida ( $\epsilon_L$ ) e Gasosa ( $\epsilon_G$ ):** A retenção das fases sólida, líquida e gasosa é afetada pela velocidade do gás e do líquido e também pelas propriedades do sólido, tais como diâmetro e densidade (WOLFF, 1997). A determinação



medida pelo método de queda de nível, no qual, com o reator operando nas condições de vazões de gás e de líquido desejadas, fecha-se simultaneamente as alimentações do gás e do líquido e mede-se a queda de nível de líquido na coluna. A diferença das alturas, multiplicada pela área da seção transversal da coluna, é o volume total de gás retido.

$$\varepsilon_G = \frac{H \cdot S_2}{H_i \cdot S_1} = \frac{H_i - H_f}{H_i} \times \frac{S_2}{S_1} \quad (2.4.)$$

Sendo:

$$H = H_i - H_f \quad [L]$$

$$H_i = \text{altura inicial} \quad [L]$$

$$H_f = \text{altura final} \quad [L]$$

$$S_2 = \text{seção transversal do topo da coluna} \quad [L^2]$$

$$S_1 = \text{seção transversal da coluna} \quad [L^2]$$

A retenção sólida ( $\varepsilon_s$ ) refere-se a quantidade de material sólido que será fluidizado no volume do leito. Por tratar-se de tratamento biológico de efluentes, refere a quantidade de partículas sólidas, utilizadas como material suporte e a biomassa presente no interior do reator. A fração volumétrica de sólidos pode ser calculada pela equação:

$$\varepsilon_s = \frac{M_s}{\rho_s \cdot A \cdot H} \quad (2.5.)$$

Sendo:

$$\varepsilon_s = \text{retenção sólida} \quad [\%]$$

$$M_s = \text{massa total da partícula suporte} \quad [M]$$

$\rho_s$  = densidade do sólido [M.L<sup>-3</sup>]

A = área da seção transversal da coluna [L<sup>2</sup>]

H = altura do leito expandido [L]

**d) Altura do Leito (H):** A altura do leito pode ser determinada pela observação visual do leito ou pelo gradiente de pressão.

O método da observação visual consiste em medir diretamente a altura do leito, no caso de uma coluna transparente, utilizando uma escala colocada junto ao reator, uma vez que a interfase do leito em fluidização com o líquido é bastante nítida na parte superior do reator. Este método é o mais indicado para partículas grandes e/ou pesadas.

Quando a altura do leito não pode ser obtida visualmente, utiliza-se o método de gradiente de pressão, o qual é mais indicado para partículas leves e/ou pequenas, uma vez que a interfase sólido/líquido não é bem definida, prejudicando a leitura direta da altura do leito. Esse método baseia-se no fato da densidade do sólido ser maior do que a do líquido. A pressão varia mais rapidamente na seção trifásica (sólido-líquido-gás) do que na seção bifásica (líquido-gás), que fica acima do leito fluidizado.

Para alguns autores citados por BERGAMASCO (1996), esse método não é adequado, já que o gradiente de pressão medido produz um valor da altura baseado num leito homogêneo irreal.

**e) Queda de Pressão ( $\Delta P$ ):** A queda de pressão determina a quantidade de energia envolvida na promoção do contato gás-líquido, por meio do qual ocorre a transferência de massa requerida no processo (RIEDEL, 1995).

## 2.5. BIOFILMES

Biofilmes são estruturas não inertes que representam um sistema dinâmico em que vários componentes são sintetizados, modificados e finalmente quebrados dentro do ambiente (FLEMMING, 1995).

De maneira geral, o biofilme é definido como um conjunto de microrganismos e produtos extracelulares fixados sobre uma superfície sólida (meio suporte), tornando-se uma camada volumosa e espessa. É composto por  $91 \pm 5\%$  de água; de  $2,5 \pm 0,5\%$  de matéria volátil e de  $6,7 \pm 4,8$  de materiais não voláteis (COSTA, 1989).

CAMPOS & PEREIRA (1999) conceituam o biofilme como um conjunto formado por microrganismos (mesma espécie ou não); substâncias relacionadas com a aderência e as que servem de substrato; subprodutos do metabolismo; materiais inertes; e o meio suporte.

Possuem diversas formas, pois sua estrutura externa não é totalmente regular e uniforme, podendo se apresentar como uma esponja ou um emaranhado de organismos filamentosos, sendo a heterogeneidade uma das suas maiores características. São formados por vários microrganismos, desenvolvidos em diversas superfícies e sob várias condições.

BISHOP et al. (1995) consideram que o biofilme é constituído por células vivas, células mortas e células fragmentadas em uma matriz de polímeros extracelulares (*glicocalix*), fixados na superfície do suporte. Essa matriz extracelular é freqüentemente chamada de biopolímeros ou polissacarídeos que representam cerca de 65% de material extracelular, além da presença de outras substâncias como proteínas, ácidos nucléicos e lipídios (HORAN e ECCELES, 1986 e GOODWIN e FOSTER 1985, ambos citados por ZHANG, 1998). Essa composição de polímeros extracelulares pode ter valor significativo em relação à proteção das bactérias de eventuais ações negativas do meio (surfactantes, antibióticos, metais pesados, etc), além do que, é muito importante salientar que as bactérias podem produzir diferentes polímeros, com diferentes velocidades, durante suas fases do ciclo de crescimento (COSTERTON apud HAMILTON, 1987 citados por CAMPOS & PEREIRA, 1999).

No biofilme, os compostos necessários para o desenvolvimento bacteriano, tais como, matéria orgânica, oxigênio e micronutrientes, são adsorvidos à superfície. Após a aderência, eles são transportados através do biofilme por mecanismos de difusão, onde são metabolizados pelos microrganismos. Sólidos de natureza coloidal ou suspensa não conseguem se difundir no biofilme, necessitando ser hidrolizados à moléculas de menores dimensões (IWAI e KITAO, 1994 citados por VON SPERLING, 1996).

A aderência é influenciada por interações célula-célula, pela presença de moléculas de polímeros na superfície e pela composição do meio (LUBBERDING, 1995 citado por VON SPERLING, 1996).

Segundo CAMPOS & PEREIRA (1999), a distribuição espacial dos microrganismos e a forma dos biofilmes nos materiais suporte são bastante distintas. CAMPOS (1989) e BENTHUM et al. (1995) relatam que os biofilmes não apresentam superfície lisa e nem distribuição uniforme de microrganismos.

A figura 2.1. apresenta um exemplo de material suporte envolto por biofilme.

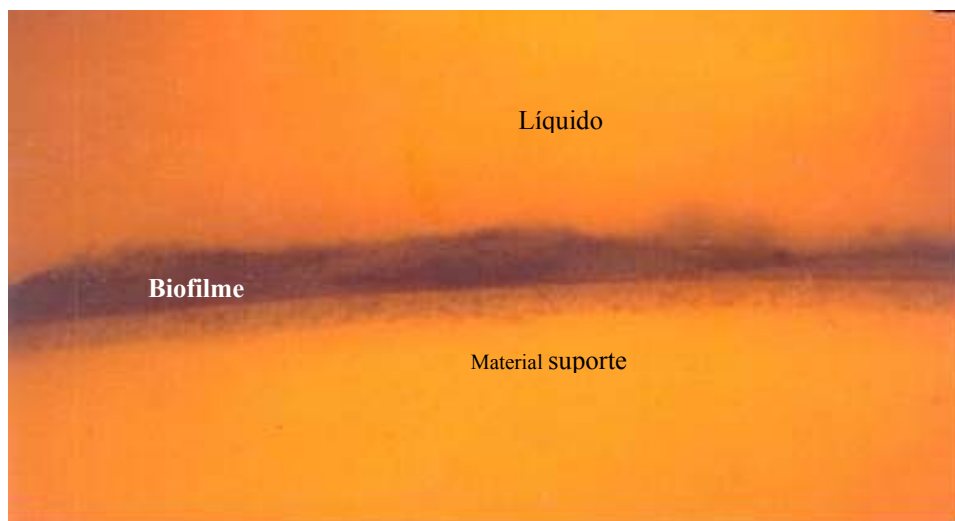


Figura 2.1. Exemplo de perfil biofilme envolvendo material suporte.

Fonte: COSTA (1985)

A formação de uma estrutura agregada ao material suporte depende de diversos fatores, incluindo a faixa de tamanho das células dentro da população microbiana e a

localização de cada célula individual em relação às outras e ao meio de crescimento, como na interfase gás/líquido.

### **2.5.1. Fatores que afetam a formação do biofilme**

O desenvolvimento do biofilme pode ser considerado como o resultado dos processos físicos, químicos e biológicos. Existem três etapas para a formação do biofilme: fixação bacteriana, produção do biofilme e desprendimento do biofilme.

Diversos fatores exercem influência no início da formação do biofilme, como: características do meio suporte, concentração de nutrientes, atividade metabólica das espécies microbianas, material polissacarídeo, ambiente hidrodinâmico e condições ambientais (HAMILTON, 1987).

As propriedades superficiais do material suporte são importantes na formação inicial do biofilme. A presença de poros e cavidades na superfície do material é indispensável, pois aumentam as zonas de fixação das bactérias. As células aderidas na superfície rugosa podem ser protegidas do desprendimento devido ao cisalhamento, de modo a manterem-se na superfície o tempo necessário para que ocorra a adesão irreversível, o crescimento de uma microcolônia e, posteriormente, o biofilme.

As características do biofilme variam com as concentrações e as fontes de substrato a que estão sujeitos. As características inorgânicas do biofilme variam de acordo com a composição química do substrato, o que pode afetar sua estrutura, e certamente afetar suas propriedades biológicas e físicas. A presença de cálcio, magnésio e ferro, por exemplo, afetam as ligações intermoleculares entre os exopolímeros excretados pelas bactérias. As características orgânicas variam com a fonte de carbono disponível no substrato para o metabolismo bacteriano, e certos elementos como o nitrogênio, fósforo e enxofre, em concentrações capazes de limitar o crescimento, estimulam a produção de polissacarídeos, que possuem alta propriedade de absorção (SHIEH e KEENAN, 1986). Segundo FORESTI et al. (1999), os esgotos sanitários típicos normalmente não apresentam deficiências



nutricionais, pois tanto os macronutrientes (N e P) como os micronutrientes estão abundantemente presentes, ao contrário de algumas águas residuárias industriais.

A produção da biomassa e a taxa de crescimento dependem fortemente do tipo de microrganismos presentes no sistema. Culturas heterogêneas mostraram uma apreciável superioridade sobre culturas puras para o crescimento do biofilme. Existem certas espécies de microrganismos ou grupos fisiológicos que são mais prováveis para aderir e se reproduzir no meio (WOLFF, 1997). Segundo FLETCHER (1985) citado por TAVARES (1992), existem bactérias denominadas oligotróficas, que são adaptadas ao crescimento em meios com baixos níveis nutricionais, e as bactérias copiotróficas que são facilmente adaptáveis a meios com altas concentrações de nutrientes. De modo geral, as oligotróficas tem maior capacidade para produção de polissacarídeos.

Desempenhando um papel importante no crescimento e formação do biofilme, a adesão microbiana é promovida pela ação de exopolímeros. As fibras de polissacarídeos são constituídas de moléculas glucídicas e são produzidas graças às enzimas bacterianas denominadas polimerases. Uma massa destes polímeros adere às superfícies vizinhas, drenando diversos nutrientes para as bactérias: açúcares, aminoácidos e sais mineiras (HEIN DE CAMPOS, 2001).

De acordo com SHIEH e KEENAN (1986), os materiais polissacarídeos em biofilmes são considerados secreções ou excreções microbianas não viáveis, tendendo a compactar as áreas adjacentes aos microrganismos. Secretados pelos microrganismos, eles possuem elevadas propriedades absorventes, que permitem aos biofilmes crescerem em meio nutriente extremamente diluído.

Segundo SILVA et al. (1999), a produção de polissacarídeos é atribuída a elevadas proporções de carbono/nitrogênio, carbono/sulfato ou carbono/fósforo.

Em biofilmes, flocos ou comunidades microbiológicas variadas, o polissacarídeo está sempre presente como o principal componente do composto, variando sua composição, estrutura e propriedades, de acordo com a natureza do substrato. No geral, os polissacarídeos encontrados em estudos realizados com biofilmes são do tipo homopolissacarídeos ou heteropolissacarídeos, associados a todos os tipos de células microbiológicas (SUTHERLAND, 2001).

Utilizando reator de leito fluidizado trifásico, para o tratamento de efluentes têxteis, BARTHEL (1998) obteve valores médios de polissacarídeos, aderidos ao suporte, variando entre 0,58 a 2,59 mg/g suporte; HEIN DE CAMPOS (2001) apresentou valores de 0,7 a 1,1 mg/g suporte para esgoto sanitário; TAVARES (1992) obteve valores entre 0,09 e 0,16 mg/g suporte para o tratamento de efluentes sintéticos; BERGAMASCO (1996) obteve valores médios na fase líquida entre 48 a 140 mg/L para o tratamento de efluentes sintéticos; e SOUZA (2002) obteve valores médios de polissacarídeos variando de 8,07 a 10,95 mg/g de suporte para o tratamento de efluentes sintético.

O ambiente hidrodinâmico onde o biofilme se encontra desempenha papel importante na sua formação. A taxa de colonização do suporte e a formação do biofilme são extremamente sensíveis aos efeitos físicos das forças de cisalhamento e do atrito entre as partículas presentes no reator, através das quais a espessura do biofilme é controlada. Segundo BISHOP et al. (1995), dentro do biofilme há constante troca da população. Na superfície há multiplicação ativa das células devido à presença de elevada concentração de substrato. Com a fixação na superfície, o substrato poderá ser limitante no interior do biofilme, resultando em decaimento endógeno. A massa do biofilme pode ser perdida devido ao cisalhamento pela passagem do líquido. Crescimentos rápidos tendem a predominar próximo à superfície, enquanto crescimentos lentos ocorrem no seu interior degradando o substrato residual.

Conforme VAN LOOSDRECHT et al. (1995), a estrutura externa do biofilme é influenciada pelo balanço entre o desprendimento (resultante das forças de cisalhamento) e o processo de crescimento (resultante da taxa de crescimento superficial específica).

As condições ambientais também influenciam no crescimento microbiano. Os fatores físicos em geral atuam como agentes seletivos, enquanto que os fatores químicos podem ou não serem seletivos. Alguns elementos como carbono e nitrogênio, que são usualmente requeridos em quantidades relativamente grandes, podem ser muito importantes na seleção das espécies predominantes. A maior produção de polissacarídeos para uma cultura microbiana ocorre com pH neutro (SHIEH e KEENAN, 1986). O pH básico normalmente é desfavorável para a adesão das proteínas sobre o suporte, mas não

influencia na adesão dos polissacarídeos, enquanto que o pH ácido é muito favorável para a maior parte das fixações bacterianas hidrófilas (UHLINGER et al., 1983).

### **2.5.2. Crescimento do biofilme**

O biofilme é composto por duas camadas: a primeira caracterizada pela disponibilidade de oxigênio (metabolismo aeróbio) e a segunda, situada nas camadas próximas ao suporte, privadas de oxigênio (metabolismo anaeróbio).

Em um reator aeróbio, o oxigênio é consumido à medida que penetra no biofilme, até atingir valores que definem condições anóxicas ou anaeróbias. Pode-se ter, portanto, uma camada externa com oxigênio, e outra interna, desprovida deste. O oxigênio dissolvido (OD) é o fator determinante no estabelecimento das camadas. Na camada em condições anóxicas, ocorrerá a redução de nitratos. Em condições anaeróbias, ter-se-á a formação de ácidos orgânicos e a redução de sulfatos. Esta coexistência entre condições aeróbias, anóxicas e anaeróbias é uma importante característica dos sistemas com biofilmes (IWAI e KITAO, 1996, citados por VON SPERLING, 1996). A tabela 2.4 apresenta as principais características associadas à espessura do biofilme.

Tabela 2.4.- Estágios da formação do biofilme

Espessura do biofilme	Características
Fina	<ul style="list-style-type: none"> <li>* O filme é fino e frequentemente não cobre toda a superfície do meio suporte</li> <li>* O crescimento bacteriano se dá segundo uma taxa logarítmica</li> <li>* Todos os microrganismos crescem nas mesmas condições, com o crescimento sendo similar ao de uma biomassa dispersa.</li> </ul>
Intermediária	<ul style="list-style-type: none"> <li>* A espessura do filme torna-se maior</li> <li>* A taxa de crescimento bacteriano torna-se constante</li> <li>* A espessura da camada ativa permanece inalterada, independentemente do aumento da espessura total do biofilme</li> <li>* Caso o suprimento de matéria orgânica seja limitado, os microrganismos assumem um metabolismo suficiente apenas para a sua manutenção, não havendo crescimento bacteriano</li> <li>* Caso o suprimento de matéria orgânica seja inferior aos requisitos para manutenção, a espessura do biofilme torna-se menor.</li> </ul>
Elevada	<ul style="list-style-type: none"> <li>* A espessura do biofilme atinge um valor bastante elevado</li> <li>* O crescimento microbiano é contraposto pelo próprio decaimento dos organismos, pelo consumo por outros organismos e pela tensão de cisalhamento</li> <li>* Partes do biofilme podem ser desalojadas do meio suporte</li> <li>* Caso o biofilme continue a crescer, sem ser desalojado do meio suporte, ocorrerá entupimento do leito (colmatação) em reatores de leito fixo ou sua perda.</li> </ul>

Fonte: IWAI e KITAO (1994) citados por VON SPERLING (1996)

O crescimento microbiano em suportes sólidos ocorre, segundo BELKHADIR (1986) e NGUYEN (1989), em seis fases distintas: fase de latência ou de ativação, fase exponencial ou de aceleração, fase de acumulação linear; fase de estabilização, fase estacionária e fase de queda ou desprendimento, esquematizadas na figura 2.2.

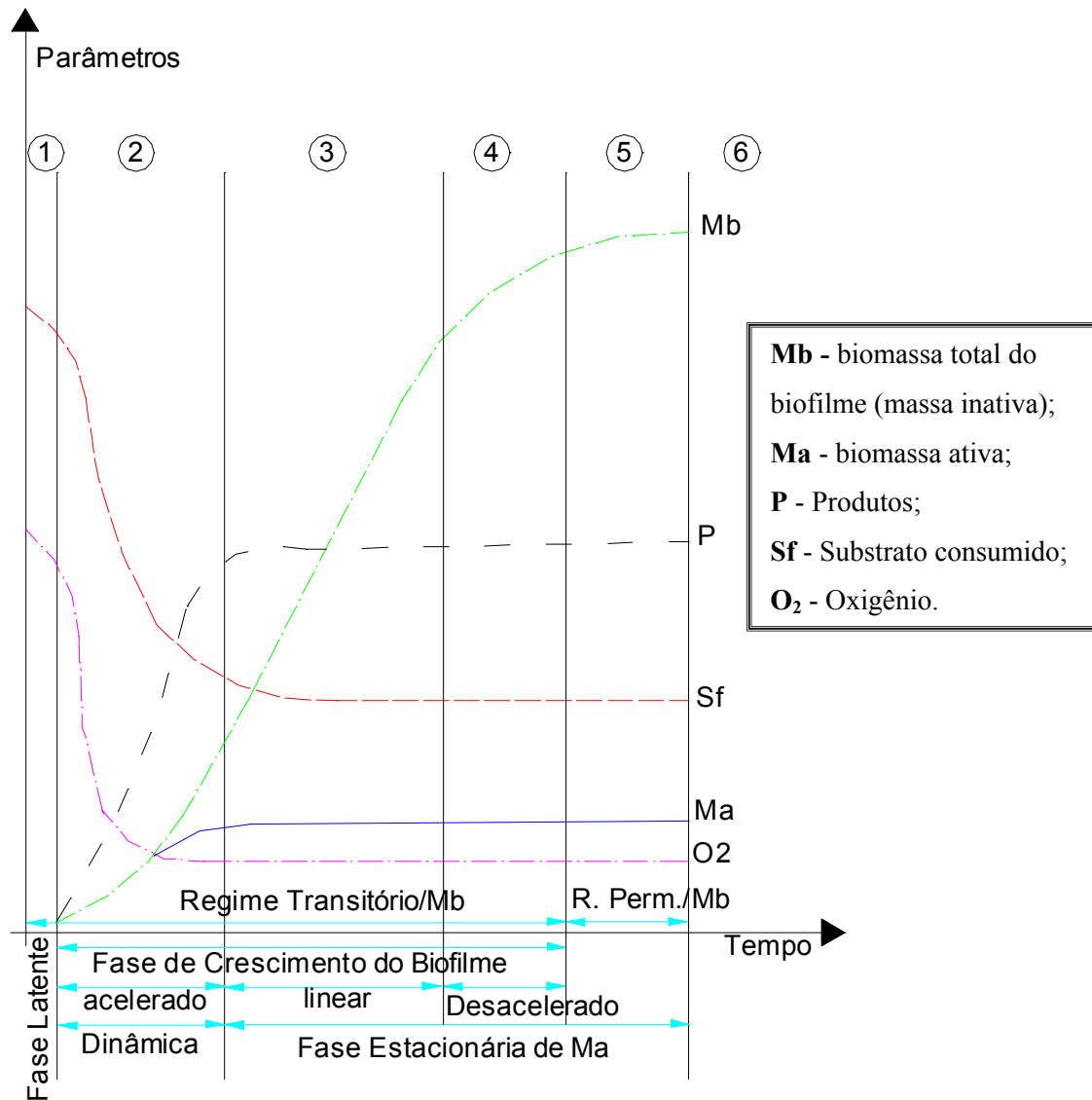


Figura 2.2.- Fases do desenvolvimento do biofilme

Fonte: adaptado de NGUYEN (1989)

A fase de *latência* ou de *ativação* (1) corresponde ao fenômeno de adsorção de moléculas orgânicas sobre a superfície áspera do suporte (etapa passiva de fixação) e fixação bacteriana, por meio de forças de interação eletrostáticas ou não eletrostáticas, e de forças atrativas de Van de Waals (etapa ativa). Ocorre a formação de pequenas colônias dispersas, situadas preferencialmente nas protuberâncias da superfície rugosa. É uma fase

muito rápida, onde os microrganismos aclimatam-se ao novo ambiente. É influenciada pela concentração do substrato de entrada e das propriedades da superfície do suporte.

A fase *exponencial ou de aceleração* (2) corresponde a uma verdadeira explosão do fenômeno, onde os microrganismos ativos, em suspensão, colonizarão o suporte à taxa de crescimento máxima. Estas colônias se ampliam e se espalham por toda a superfície. Nesta fase, constata-se que as taxas de produção de polissacarídeos e de proteínas aumentam muito rápido; ocorre uma queda extremamente rápida e massiva da concentração do substrato; observa-se um grande consumo de oxigênio, tornando-o limitante, sendo necessário fornecer oxigênio através de uma fonte exterior e uma acumulação muito nítida da biomassa. Segundo TAVARES (1992), nesta fase os microrganismos criam uma matriz gelatinosa e movem-se livremente dentro desta matriz, cobrindo totalmente a superfície do sólido.

A fase de *acumulação linear* (3) do biofilme correspondente a uma taxa constante de acumulação da biomassa sobre o suporte. No decorrer desta fase, a concentração do substrato na saída do reator fica constante e mínima, o consumo de oxigênio pelos microrganismos é constante e máximo, e a espessura ou a massa do biofilme continua a aumentar de modo linear em função do tempo devido à acumulação da biomassa desativada, pois a biomassa ativa deve atingir um valor constante e máximo. O biofilme é então formado por duas camadas: uma aeróbia e ativa, caracterizada por apresentar teores apreciáveis de oxigênio, e outra anaeróbia e inativa, caracterizada pela ausência de oxigênio (TAVARES, 1992).

A fase de *estabilização* (4) está ligada aos esforços hidrodinâmicos, onde os efeitos aumentam com a espessura do biofilme e a velocidade do líquido, que impedem as acumulações adicionais do biofilme. Nesta fase, os fenômenos físicos tornam-se preponderantes, sendo que o biofilme torna-se sensível, em particular, às tensões de cisalhamento, sobretudo no caso de um biofilme aeróbio obtido com alta concentração em oxigênio dissolvido, devido à sua estrutura filamentosa pouca aderente. A massa total do biofilme, a espessura, a atividade bacteriana, os teores de proteínas e de polissacarídeos tendem aos valores máximos, enquanto que as concentrações em oxigênio e em substrato

na saída ficam sempre constantes. Os sólidos em suspensão aumentam em função da taxa de oxigênio dissolvido.

A fase *estacionária* (5) é caracterizada por um equilíbrio ecológico entre os microrganismos na fronteira das duas zonas (aeróbia e anaeróbia). Nesta fase, a massa total do biofilme atinge valores máximos, que caracterizam um regime permanente em relação à fase sólida, embora o regime permanente na fase líquida seja estável. Por esta razão é chamada fase estacionária. O desprendimento será igual à acumulação do biofilme, que se traduz por uma velocidade nula de crescimento do biofilme.

Para VON SPERLING (1996), a fase estacionária é caracterizada pela escassez de alimento no meio, a taxa de crescimento bacteriano é igual à taxa de mortandade, ou seja, o número de células é constante.

O *desprendimento* (6) do biofilme é um fenômeno aleatório que depende do comportamento das bactérias fixas diretamente no suporte e da forte acumulação do biofilme. Caracteriza-se por fatores biológicos como a "lise" celular nas camadas profundas, pelas modificações das interações bactéria-suporte e por fatores físicos, tais como ações de forças da gravidade e das forças tangenciais sobre a massa do biofilme. Nesta fase, os sólidos em suspensão aumentam, ocorre um acréscimo de substrato na fase líquida devido à perda parcial ou total do biofilme e o crescimento de um novo biofilme no lugar onde parte deste se desprendeu. Observa-se uma queda na massa fixa total de proteínas e de polissacarídeos, e um aumento de sólidos em suspensão, além de um desequilíbrio das concentrações do substrato e da biomassa.

Segundo CAMPOS E PEREIRA (1999), uma possível descrição para a evolução do desenvolvimento de biofilmes em reatores de leite expandido/fluidizado é:

- A partícula suporte antes da partida do reator apresenta superfície isenta de microrganismos ou substâncias aderidas;
- Com a partida do reator, a partícula é envolvida pela água residuária, podendo ocorrer em sua superfície, segundo características do material suporte, ligações químicas ou físicas com substâncias coloidais ou dissolvidas e deposição de substâncias sólidas de pequena dimensão;

- As substâncias presentes na superfície favorecem a aproximação dos microrganismos, os quais liberam produtos celulares para promoverem sua fixação na superfície do suporte ao iniciarem a degradação das substâncias;
- A interação substrato/produtos celulares/superfície da partícula possibilita a intensificação do metabolismo dos microrganismos, com conseqüente liberação de novos produtos celulares;
- Os novos produtos celulares podem, eventualmente, servir de substrato para outros gêneros/espécies de microrganismos, o que favorece a aproximação e aderência destes.

Para esses autores, o biofilme tende a um crescimento até que o mesmo alcance o “equilíbrio dinâmico aparente”, devido às condições operacionais e à composição da água residuária.

### **2.5.3. Microrganismos presentes nos biofilmes**

O aumento do conhecimento microbiológico e bioquímico nos processos de tratamento biológico tem ocasionado considerável melhoria na otimização e na eficiência desses, incrementando, assim, sua aplicabilidade. A massa microbiana envolvida nos processos aeróbios de tratamento de esgoto é constituída basicamente por bactérias, protozoários, fungos, algas, rotíferos e vermes. Destes, as bactérias são, sem dúvida, os mais importantes na estabilização da matéria orgânica.

Segundo BITTON (1994), o desenvolvimento do biofilme em tratamento de efluentes, compreende uma complexa e diversificada comunidade bacteriana, formada por bactérias filamentosas, metazoários e protozoários.

As principais relações no interior do meio biológico são complexas e estão baseadas em relações de predação e de competição (muitas vezes canibalismo), ilustradas na figura 2.3.



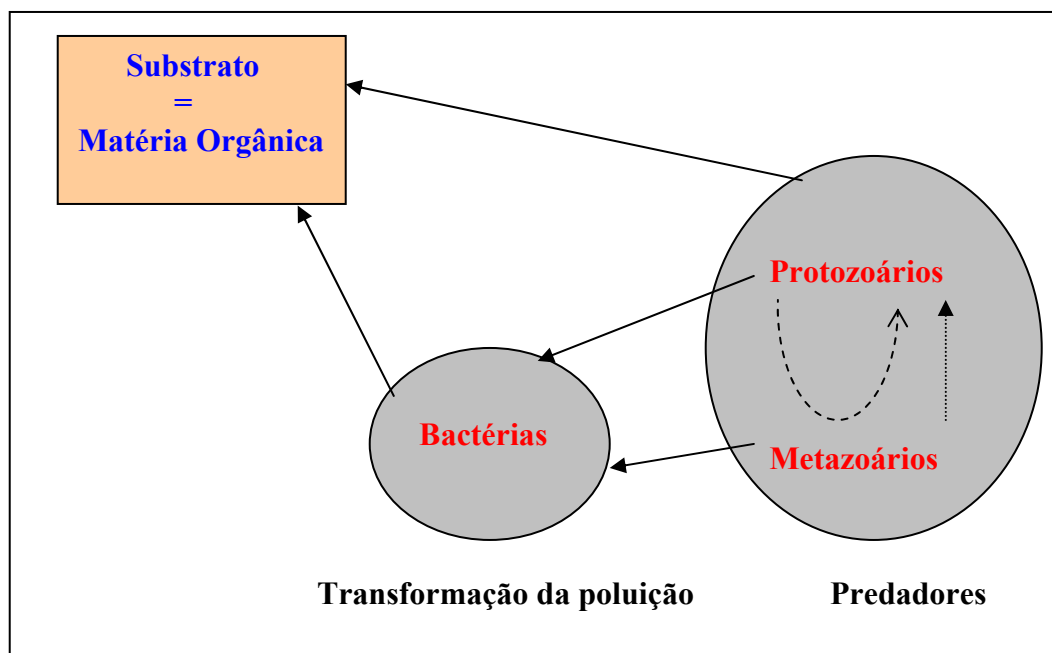


Figura 2.3.- Principais relações no interior da biomassa.

Fonte: adaptado de CANLER et al. (1999)

Os principais microrganismos presentes nos esgotos, de importância no tratamento biológico são:

- **Bactérias:** são os principais responsáveis pela estabilização da matéria orgânica. Apresentam-se em formas isoladas ou agregadas, formando colônias de aspecto característico, como filamentos, cachos, etc. Constituem-se no grupo de maior presença e importância nos sistemas de tratamento biológico pois, além de desempenharem seu papel na depuração da matéria orgânica, as bactérias possuem a propriedade de se aglomerar em unidades estruturais, como flocos, biofilmes ou grânulos. Sua classificação quanto à forma inclui: esférica, bastonete e espiraladas (BRANCO, 1978). Sua faixa ótima de crescimento ocorre dentro de faixas de temperaturas e pH relativamente limitadas, embora a sua sobrevivência possa ocorrer dentro de faixas bem mais amplas. Segundo METCALF & EDDY (1991), o pH também é um fator de importância no crescimento bacteriano. A maior parte das bactérias não suportam valores de pH acima de 9,5 nem abaixo de 4,0 sendo que o ótimo se situa em torno da neutralidade (6,5 a 7,5).

É comum observar-se organismos filamentosos, incluindo entre outros *Sphaerotilus natans*, *Beggiatoa* sp, *Nocardia* sp e algas filamentosas como *Oscillatoria* sp (BITTON, 1994). No caso de carência do substrato, estas podem trazer uma vantagem ecológica do fato de sua relação superfície/volume permitir invadir o fluxo líquido para melhor extrair o substrato (TRINET, 1988).

As bactérias filamentosas presentes tanto em forma de flocos como livres, igualmente degradam a matéria orgânica, mas o seu crescimento deve ser controlado, pois podem causar problemas na decantação do lodo (PIPES, 1967 citado por BERGAMASCO, 1996).

RICHARD (1991) recomenda concentrações de OD iguais ou superiores a 2,0mg/L como forma de controlar o aparecimento de *Sphaerotilus natans* em caso de elevada carga orgânica.

Um biofilme aeróbio apresenta na maioria bactérias aeróbias gram-negativas, tais como: *Pseudomonas*, *Aeromonas*, *Arthrobacter*, *Flavobacter*, *Achromobacter*, *Alcaligene* e bactérias filamentosas (NGUYEN, 1989). Segundo BERGAMASCO (1996), as bactérias mais freqüentemente encontradas nos processos biológicos de tratamento, além da *Zooglea* sp, considerada por muito tempo como a única responsável pela floculação, pertencem aos gêneros, *Achromobacterium*, *Chromobacterium* (*Flavobacterium*) e *Pseudomonas*. São bastonetes gram-negativos, com ação proteolítica. A *Zooglea* sp forma gelatinas. Dentre as espécies de bactérias filamentosas, a *Sphaerotilus natans* é a mais comum nos processos biológicos de tratamento de efluentes. Há outras bactérias que podem estar presentes no processo como *Thiotrix* sp, *Beggiatoa* sp, *Nocardia* sp, *Escherichia coli* e *Klebsiella* sp.

Segundo RICHARD (1991), os organismos filamentosos do tipo *Thiothrix* sp e *Beggiatoa* sp desenvolvem-se juntamente com outros organismos heterotróficos, e sua ocorrência é maior na presença de esgotos sépticos e em casos onde a relação alimento:biomassa (F:M) é baixa. *Beggiatoa* sp estão mais associadas com sobrecarga orgânica e condições sépticas. Aparecem com altas concentrações de enxofre e sua presença representa falta de oxigênio no reator (EIKELBOOM & BUIJSEN, 1981; JENKINS et al., 1993; CETESB, 1997; HOFFMANN et al., 2001). *Thiothrix* sp são

decorrentes de esgotos sépticos ou despejos contendo grandes quantidades de sulfetos e/ou ácidos orgânicos e resíduos deficientes em nitrogênio (relação DBO: N inferior a 100:5).

- **Protozoários:** são organismos unicelulares sem parede celular que se alimentam de bactérias, algas e outros microrganismos. São em sua maioria, aeróbios ou facultativos e essenciais no tratamento biológico para a manutenção de um equilíbrio entre os diversos organismos. Destacam-se neste grupo, segundo BRANCO (1976) e LA RIVIÉRE (1977):

-Protozoários do tipo Ameba: ineficientes na competição por alimentos, sendo encontrado principalmente no início do funcionamento de reatores;

-Protozoários flagelados: devido à sua mobilidade são mais eficientes na competição por alimentos disponíveis. São característicos de sistemas de alta carga;

-Protozoários ciliados: capazes de sobreviver a concentrações menores de alimentos. São característicos de sistemas de carga convencional, onde convivem um grande número de ciliados de vida livre, um número máximo de bactérias e uma baixa concentração de matéria orgânica .

Embora os protozoários contribuam para a remoção da matéria orgânica dos esgotos, sua principal atuação no tratamento se dá pela atividade predatória que exercem sobre as bactérias livremente suspensas no meio líquido (LA RIVIÉRE, 1977).

São exemplos de protozoários freqüentes nos esgotos, entre muitos: *Ameba*, *Paramecium* sp, *Uronema* sp, *Colpoda* sp, *Euglypha* sp, *Vorticella* sp, *Epistylis* sp, etc (BRANCO, 1978).

Os Protozoários assim como outros microrganismos podem ser usados para monitorar os processos biológicos de tratamento e otimizar sua operação, principalmente com respeito ao tempo de retenção celular e relação F:M. Uma perda de ciliados e o conseqüente “bloom” de flagelados é um sinal de problemas na operação do sistema de tratamento. (RICHARD, 1991).

RICHARD (1991) recomenda como práticas operacionais para controlar o aparecimento dos organismos causadores de “bulking” o controle do pH (entre 6,5 e 8,5), controle da septicidade do despejo (presença de sulfetos e ácidos graxos voláteis), limitação de nutrientes (garantir que no efluente tratado haja pelo menos 1,0 mg/L de N inorgânico

(como amônia ou nitrato) e 0,2 mg/L de fósforo solúvel ( $\text{PO}_4^-$ -P) e aeração (OD superiores a 2,0 mg/L)).

- **Fungos:** são organismos multicelulares, aeróbios, não fotossintéticos, heterotróficos e podem apresentar-se em formas unicelulares ou coloniais e formas filamentosas, geralmente ramificadas. Eles são de grande importância na decomposição da matéria orgânica e podem se desenvolver em condições de baixo pH. A maioria dos fungos são estritamente aeróbios, pode crescer em ambientes com deficiência de nutriente e baixo pH, tornando-se muito importantes no tratamento de águas residuárias industriais. Os fungos necessitam somente da metade da taxa de nitrogênio requerida pelas bactérias (METCALF & EDDY, 1991 e BRANCO, 1978). No entanto, os fungos de estrutura filamentosa podem prejudicar a decantabilidade do lodo, reduzindo a eficiência do processo de purificação biológica.

Os fungos, embora consumidores primários da matéria orgânica dos esgotos, formam uma biomassa muito mais volumosa que a de *Zooglea* sp, para oxidar a mesma quantidade de material (HAWKES, 1965 citado por BRANCO, 1978). O controle de seu desenvolvimento nos leitos biológicos fixos é, freqüentemente desejável, a fim de que não haja colmatção do meio (PAINTER, 1954 citado por BRANCO, 1978).

Em trabalho experimental com biofiltros, HENDRICKX, et al. (2002) constataram uma ligação no crescimento de fungos com a deficiência de nutrientes, onde o fósforo foi identificado como componente limitante. A relação C:P (moles:moles) observada no afluente do reator que apresentou excesso de fungos era de 60:0,3, quando o recomendado é de 60:1,0 segundo METCALF & EDDY (1991). Os fungos são competitivos com o crescimento bacteriano. Esse crescimento demasiado acarretou em inesperados problemas operacionais, como má decantação do efluente e colmatção do meio. O crescimento indesejado de fungos foi suprimido através do balanceamento nutricional do afluente.

- **Rotíferos:** são organismos aeróbios, heterótrofos e multicelulares. São espécies com dimensões reduzidas e com estrutura bastante complexa que apresentam uma coroa de cílios, os quais são responsáveis pela locomoção e captura de alimentos (BRANCO, 1978). Os Rotíferos são muito eficazes em tratamentos biológicos de esgotos, pois consomem bactérias dispersas e floculadas, assim como pequenas partículas de matéria orgânica. Sua

presença em um efluente indica um eficiente processo de purificação biológica (METCALF & EDDY, 1991).

A microscopia ótica tem sido utilizada para observações qualitativas do biofilme, dos flocos suspensos e do meio líquido, permitindo uma interpretação dos efeitos físicos e biológicos na evolução do biofilme, e acompanhamento do processo de tratamento. Ela fornece índices de modificações das estações, detectando anomalias, antes mesmo que os parâmetros analíticos estejam totalmente analisados (CANLER et al., 1999). A microscopia eletrônica possibilita investigar a estrutura do biofilme em maior profundidade, identificando a morfologia de diversos microrganismos e demonstrando o fenômeno de implantação de micro-colônias na superfície do suporte (LERTPOCASOMBUT, 1991).

## **2.6. MATERIAL SUPORTE**

Em reatores de leitos fluidizados, vários são os aspectos a serem considerados na seleção do material suporte, que influenciarão tanto no processo biológico, como na operação do sistema. Além das diversas características físicas e químicas a serem consideradas para o material, o custo é um fator importante. Dependendo da aplicação, o material pode ser específico, influenciando significativamente na economia do sistema.

Os meios suporte aplicados nas Estações de Tratamento de Esgotos (ETE) são, geralmente, materiais granulares de origem mineral. Isto se dá, devido a predominância quase que exclusiva deste tipo de suporte em reatores de biofilmes durante a década de 80, quando as primeiras experiências em escala real ocorreram. Grãos de argila calcinada, xisto expandido, materiais arenosos, pozolana e carvão ativado são também exemplos, sendo alguns, objetos de patente industrial. Além destes é registrada a utilização de quartzos, blocos de cerâmica, conchas de ostras e de mexilhões, calcário, anéis de plástico, cilindros vazados, blocos modulares de PVC, granito, esferas de polietileno, bambu, escória, poliuretano, bentonita, terra diatomácea, sepiolita, poliamida, etc. (CHERNICHARO, 1997).

Por outro lado, a utilização de materiais sintéticos tais como poliestireno, polipropileno, poliuretano, PVC e plástico com peso específico variando entre 0,03 e 0,9 g/cm<sup>3</sup>, se expandiu no início dos anos 90, gerando novos processos com meio flutuante ou estruturado (não-granular). Considera-se o custo destes materiais mais elevado do que os de origem mineral. No entanto, este custo adicional pode ser compensado por uma menor demanda energética para fluidização. Esses materiais possuem normalmente porosidade de 40% e superfícies específicas superiores a 1000 m<sup>2</sup>/m<sup>3</sup> (GONÇALVES, 1996).

As partículas poliméricas, com densidades próximas a da água, de modo geral, são submetidas a tratamentos químicos com o intuito de modificar suas características superficiais, de modo a favorecer um melhor crescimento e adesão microbiana, resultando em biofilmes menos espessos e mais densos, diminuindo, portanto, o seu arraste do interior do reator. Esse tratamento químico pode ser realizado, por exemplo, com soluções ácidas.

### **2.6.1. Requisitos básicos para seleção do material suporte**

O tamanho do material suporte influencia na disponibilidade de área superficial para a aderência dos microrganismos, assim como nas características de expansão ou fluidização e na transferência de massa. Quanto maior o diâmetro, menor a superfície específica e, dependendo do tipo de material, maior a velocidade superficial para obter-se a expansão ou fluidização desejada, conseqüentemente, maior o consumo de energia.

A densidade das partículas influencia na hidrodinâmica do leito e também no consumo de energia. Em geral, o material das partículas é poroso, sendo preenchido pelo líquido e pelos microrganismos, reduzindo a densidade original. Quanto mais próximo for o valor da densidade da partícula colonizada com o da densidade do líquido ( $\cong 1$  g/cm<sup>3</sup>), o controle operacional ou hidrodinâmico fica mais difícil, uma vez que, experimentalmente pode ser comprovado que as velocidades superficiais, necessárias para diferentes graus de expansão do leito, são bem próximas.

A rugosidade da superfície da partícula é importante na fase inicial da colonização, para que a aderência e a fixação dos microrganismos sejam viabilizadas e mantidas, tendo

em vista os choques entre as partículas ou as forças de cisalhamento provocadas pelo líquido. As superfícies mais rugosas são mais indicadas por causa da melhor aderência dos microrganismos em micro-poros, que de certa forma, minimizam os efeitos dos choques e esforços do meio líquido. É importante o conhecimento e a determinação dos fatores que afetam a concentração de polissacarídeos no biofilme, como uma medida da adesão bacteriana (GONÇALVES, 2001).

OGER (1984), citado por COSTA (1989), recomenda que o material suporte deve possuir as seguintes propriedades:

- Caracterizar-se por um estado de superfície essencialmente poroso, permitindo uma melhor adesão da biomassa;
- Apresentar elevada superfície específica;
- Permitir a adsorção das substâncias a serem degradadas, dos subprodutos resultantes da degradação e das enzimas extracelulares produzidas pelos microrganismos;
- Apresentar uma boa resistência mecânica; e
- Possuir um tamanho ideal para as condições de funcionamento do reator.

### **2.6.2. Utilização de materiais sintéticos**

A utilização dos materiais sintéticos como meio suporte efetivo para o tratamento de efluentes, é documentada desde 1928, em reatores de leito rotatório (biodiscos aeróbios), por serem materiais leves e econômicos (CHERNICHARO, 1997).

Atualmente, em sistemas de tratamento, os materiais granulares de origem mineral são os mais utilizados. Por outro lado, a utilização de materiais sintéticos tal como o PVC vem gerando novas pesquisas e conquistando espaço (HEIN DE CAMPOS, 2001; SOUZA et al., 2002).

Segundo WOLFF (1997), os materiais poliméricos granulares apresentam algumas vantagens como:

- Compatibilidade com o crescimento do biofilme (não tóxico e fácil adesão bacteriana);
- Área superficial suficiente para a colonização;
- Densidade ligeiramente maior que a da água;
- As características físicas (densidade, diâmetro) são conservadas quando ocorre o crescimento microbiano; e
- Apresentam baixo custo e boa resistência mecânica.

#### **2.6.2.1. PVC (Policloreto de Vinila),**

O PVC (Policloreto de Vinila) é um pó muito fino, de cor branca, e inerte. É o único material plástico que não é 100 % originário do petróleo, contendo em seu peso 57% de cloro (derivado do cloreto de sódio – sal de cozinha) e 43% de eteno (derivado de petróleo) (OLIVEIRA, 1996). É caracterizado como um material de aplicações de longo ciclo de vida, isto é, aqueles cujo tempo de vida útil, antes do descarte no meio ambiente, é superior a 20 anos.

O PVC é o segundo termoplástico mais consumido em todo o mundo, com uma demanda mundial de resina superior a 27 milhões de toneladas no ano de 2001, sendo a capacidade mundial de produção de resinas de PVC estimada em cerca de 31 milhões de toneladas ao ano. Dados de consumo *per capita* de PVC mostram que este teve um consumo no Brasil em 1998 de 3,9 kg/hab/ano, para uma média mundial de 4,4 kg/hab/ano. Ressalta-se que existe tecnologia disponível para a substituição dos derivados de petróleo e gás na fabricação do PVC, pelos de álcool vegetal (cana de açúcar e outros) (RODOLFO Jr. et al., 2002).

As principais aplicações do PVC no Brasil, computadas no ano 2001, segundo a Abivinila citado em RODOLFO Jr. et al. (2002), são mostradas na figura 2.4. As aplicações ligadas à construção civil (tubos e conexões, perfis e fios e cabos) somam aproximadamente 64% da demanda total de PVC. Nessas aplicações, este material mostra



excelente custo-benefício se confrontando com outros materiais concorrentes, como a madeira, metais e cerâmicas.

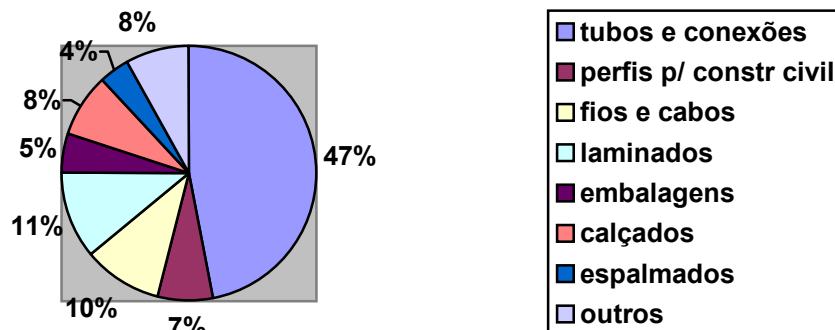


Figura 2.4.- Aplicações do PVC no Brasil, em 2001.

Fonte: Abivinila, citado em RODOLFO Jr. et al. (2002)

Segundo LIMA & NOVAES (2001), o PVC possui características que garantem vantagens em relação aos outros materiais, tais como:

- Leve ( $1,4 \text{ g/cm}^3$ ), o que facilita seu manuseio e aplicação;
- Resistente à ação de fungos, bactérias, insetos e roedores;
- Resistente a maioria dos reagentes químicos;
- Bom isolante térmico, elétrico e acústico;
- Sólido e resistente a choques;
- Impermeável a gases e líquidos;
- Resistente a intempéries;
- Durável: vida útil superior a 50 anos nas construções;
- Versátil e ambientalmente correto; e
- Fabricado com baixo consumo de energia.

O PVC é reciclável e sua reciclagem no Brasil é realizada há décadas existindo toda uma estrutura industrial organizada para esse fim. O processo de reciclagem pode ocorrer em três formas distintas (RODOLFO Jr. et al., 2002):

- *Reciclagem mecânica*: consiste na combinação de um ou mais processos operacionais para aproveitamento do material descartado, transformando-o em material apto para a fabricação de novos produtos. Quando o material descartado é proveniente de aparas de indústrias de transformação denomina-se *reciclagem primária*, enquanto no caso de material pós-consumo retirado do resíduo sólido urbano o processo é denominado *reciclagem secundária*;
- *Reciclagem química*: consiste em processos tecnológicos de conversão do resíduo de PVC em matérias primas petroquímicas básicas; e
- *Reciclagem energética*: consiste na compactação dos resíduos e subsequente incineração, convertendo a energia química contida nos mesmos em energia calorífica ou elétrica. Os gases gerados nesse processo são tratados para reduzir o impacto sobre a atmosfera, enquanto as cinzas resultantes do processo de incineração são dispostas em aterros.

No Brasil, diversos pesquisadores utilizaram o PVC, como material suporte, em reatores de leito fluidizado trifásico, destacando-se BERGAMASCO (1996), HEIN DE CAMPOS (2001) e SOUZA et al. (2002).

#### **2.6.2.2. OSBG<sup>®</sup> (Optimized Support for Biological Growth)**

O produto OSBG<sup>®</sup> (Optimized Support for Biological Growth) refere-se a um material granular polimérico de baixa densidade, de patente francesa N° 8603611 (março de 1987), desenvolvido nos laboratórios do URTB–GPI do Institut National des Sciences Appliquées, INSA, Toulouse, França. Por ser um produto patenteado, não se têm informações sobre sua composição, sabe-se que esse material foi otimizado para permitir

boa área de colonização, compatível com o desenvolvimento microbiano (TAVARES, 1992).

Sua utilização em pesquisa deu-se inicialmente através dos trabalhos de LERTPOCASOMBUT (1991), que utilizou partículas com diâmetros médios de 2,7 mm, peso específico de 1,18 g/cm<sup>3</sup>. O material passou por uma oxidação superficial com o objetivo de torna-lo hidrófilo.

As primeiras pesquisas realizadas na UFSC, com leite fluidizado, utilizaram esse material suporte (WOLFF, 1997; BARTHEL, 1998; SALES, 1999 e GRANDO-ALVES, 2000).

#### **2.6.2.3. PET (Polietileno Tereftalato)**

O PET (Polietileno Tereftalato), um derivado do petróleo, é o mais importante membro da família dos poliésteres, grupo de polímeros termoplásticos, descoberto na década de 30 pelo pesquisador W.H. Carothers, da Du Pont. No entanto, somente na década de 40, o PET foi desenvolvido pelos químicos ingleses Whinfield e Dickson. As pesquisas que levaram à produção em larga escala do poliéster começaram somente após a segunda grande guerra, nos anos 50, em laboratórios dos EUA e Europa. Baseavam-se, nesta época, totalmente nas aplicações têxteis. No início dos anos 70, o PET começou a ser utilizado pelas indústrias de embalagens (VALT & NETO, 2002).

Segundo esses autores, o PET chegou ao Brasil em 1988 e seguiu uma trajetória semelhante ao resto do mundo, sendo utilizado primeiramente na indústria têxtil. Apenas a partir de 1993, passou a ter forte expressão no mercado de embalagens, notadamente para os refrigerantes. Trata-se de um produto amplamente utilizado na indústria, atingindo um crescimento anual de 24% nos últimos cinco anos. Atualmente, no Brasil, a resina PET para embalagens, tem sido utilizada principalmente nas garrafas de bebidas carbonatadas (60%), de óleo comestível (24%) e de água mineral (6%).

Sua aplicação no país está nos mais diversos produtos e seu consumo em crescente alta, conforme apresentado na tabela 2.5. com dados da Associação Brasileira dos Fabricantes de Embalagens de PET (ABEPET, 2002).

Tabela 2.5.- Consumo de PET no Brasil

ANO	Consumo de PET para embalagens
1994	80 ktons
1995	120 ktons
1996	150 ktons
1997	185,7 ktons
1998	223,6 ktons
1999	244,8 ktons
2000	255,1 ktons
2001	270 ktons

Fonte: ABEPET (2002)

O PET proporciona muitas vantagens, tais como: alta resistência mecânica (impacto) e química, excelente barreira para gases e odores, além de ser barato, seguro e moderno. Devido a estas características e ao peso muito menor que ao das embalagens tradicionais, o PET mostrou ser um produto ideal para a indústria de bebidas em todo o mundo, reduzindo custos de transporte e produção.

As embalagens de PET são totalmente inertes e quando descartadas no ambiente de forma inadequada promovem enchentes e inundações. Por outro lado, o descarte adequado e a reciclagem destas embalagens são fundamentais para que ocorra:

- A redução do volume de lixo coletado, poupando os aterros sanitários, proporcionando aumento da vida útil e redução dos custos de transporte;
- Economia de energia e petróleo (1kg de plástico equivale a um litro de petróleo, em energia);

- Geração de empregos (catadores, sucateiros, operários, etc.) com redução da pressão social;
- Menor preço para o consumidor de artefatos produzidos com plástico reciclável (~ 30 %);
- Melhorias sensíveis no processo de decomposição da matéria orgânica nos aterros sanitários, uma vez que o plástico impermeabiliza as camadas de material em decomposição, prejudicando a circulação de gases e líquidos;
- A minimização de inundações causadas pelo lixo jogado nos rios.

O processo básico de reciclagem das garrafas de PET inclui as etapas de aquisição da matéria prima, classificação, moagem, lavagem, enxágüe, descontaminação, pré-secagem, secagem, eliminação de pó e embalagem do material.

Atualmente, uma parte das garrafas descartadas é destinada para os aterros e a outra parte é enviada para os centros de reciclagem. Através da reciclagem são confeccionados novos produtos que são encaminhados novamente para a comercialização.

A reciclagem do PET pode ser caracterizada pelas seguintes etapas (ABEPET, 2002):

- *Recuperação*: nesta fase, as embalagens que seriam atiradas no lixo comum ganham o status de matéria-prima. As embalagens recuperadas serão separadas por cor e prensadas. A separação por cor facilita sua aplicação no mercado, e a prensagem, por ser o PET muito leve, viabiliza o transporte das embalagens;
- *Revalorização*: as embalagens são moídas, ganhando valor no mercado. O produto que resulta desta fase é o flocos da garrafa que pode ser produzido de maneiras diferentes. Os flocos mais refinados podem ser utilizados diretamente como matéria-prima para a fabricação dos diversos produtos que o PET reciclado dá origem na etapa de transformação. No entanto, há possibilidade de valorizar ainda mais o produto, produzindo os grãos de PET reciclados. Desta forma o produto fica muito mais condensado, otimizando o transporte e o seu desempenho na transformação;

- *Transformação*: fase em que os flocos ou os granulados serão transformados num novo produto fechando o ciclo. Os transformadores utilizam PET reciclado para fabricação de diversos produtos, inclusive novas embalagens para produtos não alimentícios.

Devido a grande variedade de aspectos ambientais existentes, neste processo ocorre produção de impactos tais como: consumo de recursos naturais (água e energia), geração de resíduos sólidos, emissões atmosféricas e efluentes líquidos. Os recursos energéticos considerados incluem a energia elétrica utilizada nos equipamentos e o combustível utilizado para o transporte externo e interno das matérias primas e do produto final.

O PET pode ser reciclado de três maneiras diferentes segundo a ABEPET (2002):

- *Reciclagem química*: utilizada também para outros plásticos, separa os componentes do PET, fornecendo matéria-prima para solventes e resinas, entre outros produtos;
- *Reciclagem energética*: o calor gerado com a queima do produto pode ser aproveitado na geração de energia elétrica (usinas termelétricas), alimentação de caldeiras e altos-fornos. O PET tem alto poder calorífico e não exala substâncias tóxicas quando queimado;
- *Reciclagem mecânica*: praticamente todo o PET reciclado no Brasil passa pelo processo mecânico, que pode ser dividido em fardos prensados de PET, triagem das garrafas por cor e silo de armazenagem de “flakes”.

Ao se recuperar, reciclar ou reutilizar um produto, que seria eliminado de forma adequada ou não, reduzem-se as fontes de poluição, os impactos ambientais e também o uso de recursos naturais, ao mesmo tempo em que se proporciona a preservação ambiental, a proteção do meio ambiente e a melhoria da qualidade de vida da população.

Em relação à utilização do PET como material suporte, em reatores biológicos de leite fluidizado, não se encontram registros na literatura científica.

### 3. MATERIAIS E MÉTODOS

#### 3.1. UNIDADES PILOTO DE TRATAMENTO

O sistema de tratamento utilizado para a realização deste estudo consiste em dois Reatores de Leitos Fluidizados Trifásicos Aeróbios, independentes, situados no Laboratório de Efluentes, anexo ao Restaurante Universitário da Universidade Federal de Santa Catarina.

O efluente a ser tratado, proveniente do restaurante, passa por dois tanques sépticos, com volumes de 25m<sup>3</sup> e 10m<sup>3</sup> e, um tanque de equalização de 4m<sup>3</sup> de onde é bombeado para os reatores.

Os reatores são constituídos de coluna cilíndrica em acrílico, com as seguintes dimensões: O reator N<sup>o</sup> 1 com 2 m de altura, 0,20 m de diâmetro interno e volume total de 62,8 L. O reator N<sup>o</sup> 2 com 2 m de altura, 0,09 m de diâmetro interno e volume total de 12,72 L. A figura 3.1. apresenta o esquema geral do sistema de tratamento.

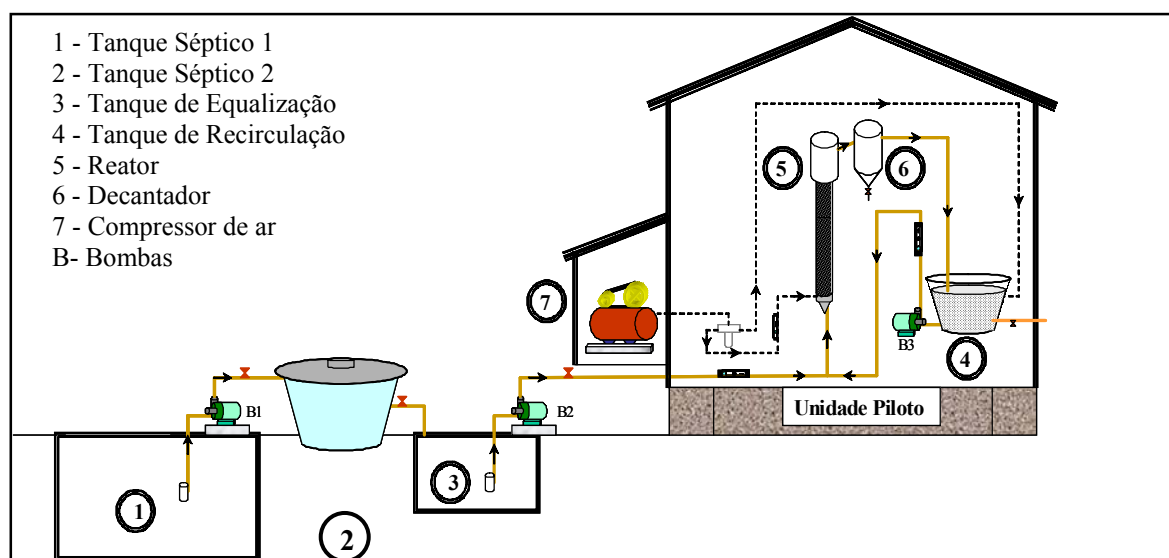


Figura 3.1.- Esquema Geral da Unidade de Tratamento

Ambos, na parte superior, possuem uma câmara de tranquilização que permitem separar as fases líquidas e gasosas e em sua parte inferior, um dispositivo com aberturas para entrada de afluente para assegurar uma boa distribuição em toda a coluna. Do reator, o efluente tratado passa para o decantador ( $0.17 \text{ m}^3$  (Nº1) e  $0.04 \text{ m}^3$  (Nº2)), de onde é encaminhado para um tanque de recirculação ( $5 \text{ m}^3$  (Nº1) e  $0.1 \text{ m}^3$  (Nº2)). Deste tanque, uma parcela do efluente já tratado é bombeada para o reator e uma outra parcela vai para um sumidouro. A figura 3.2. a seguir, apresenta o esquema da unidade de tratamento.

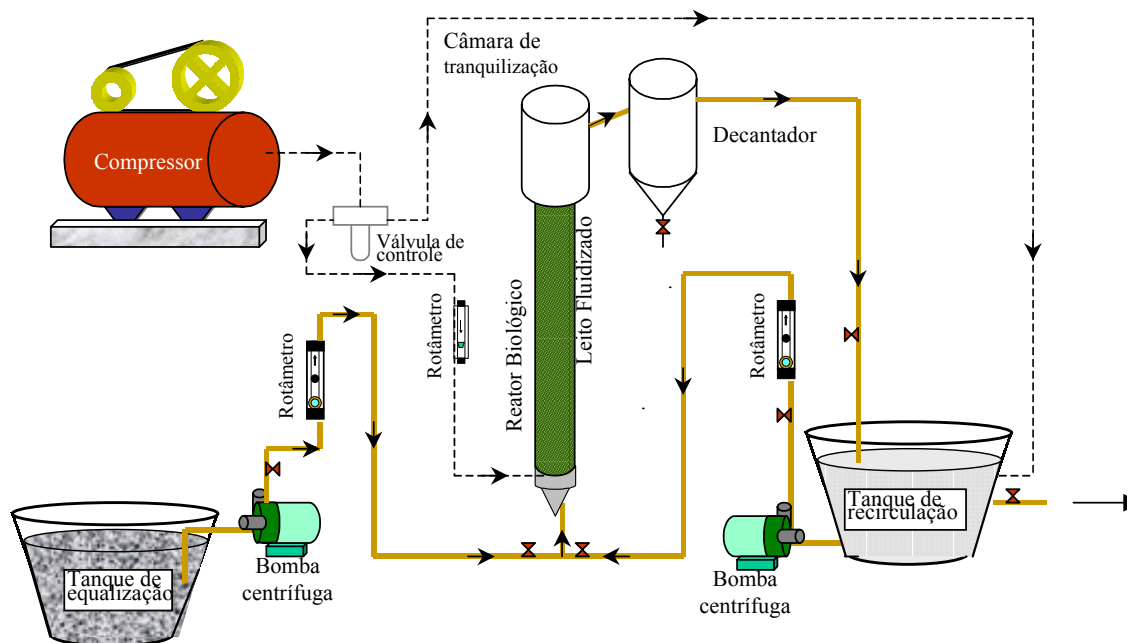


Figura 3.2.-Esquema da Unidade de Tratamento

No decantador são retidos os excessos de biomassa e a recirculação do efluente tem por objetivo, fluidizar o material suporte no meio líquido. Os dois tanques sépticos têm por finalidade além de promover a digestão anaeróbia, reter a gordura, armazenamento do lodo, retenção de sólidos grosseiros.

Do primeiro tanque séptico o efluente é bombeado através de uma bomba centrífuga, marca Schneider, BCA-1½" - 3/4CV Mono 60Hz. Do tanque de equalização o efluente é bombeado para o reator por uma bomba submersa marca Schneider, BCS-94, tendo uma outra bomba como reserva da marca Schneider, BC- 92 HA 1 ½ CV Mono 60Hz. Essa vazão de entrada no sistema é controlada por rotâmetros para esgoto com



acoplamento magnético, marca CONAUT, Modelo 250 para o reator maior e com rotâmetro marca CONAUT, Modelo 440  $\phi 1/4''$  para o reator menor. No tanque de recirculação do reator maior, a bomba utilizada para a recirculação do efluente é da marca Schneider, BC-92S – 2 CV 60Hz e sua vazão de recirculação é controlada por rotâmetro para esgoto com acoplamento magnético, marca CONAUT, modelo 250. No reator menor, a bomba utilizada é da marca Schneider, BC-98 – 1/4CV Mono 60Hz.

A aeração dos reatores é proveniente de um compressor de ar da marca Wayne Wetzel Modelo WV-15/230 que chega por uma linha de alimentação provido de filtro, manômetro e rotâmetro da marca OMEL - 760mmHg 21° para medição de sua vazão, sendo distribuído no reator através de difusores localizados na sua base com o objetivo de gerar pequenas bolhas de ar ao longo da zona de aeração.

Por apresentar baixas condições nutritivas e altas concentrações de detergentes, junto ao efluente do Restaurante Universitário, quinzenalmente ou quanto se fazia necessário, eram adicionadas 10 m<sup>3</sup> de efluente proveniente de uma estação elevatória (Coqueiros/SC), monitorada pela CASAN.

As figuras 3.3. e 3.4. apresentam fotos dos reatores N°1 e N°2 respectivamente.



Figura 3.3. - Reator N° 1 - 62,8 L



Figura 3.4.- Reator N° 2 - 12,7 L

### 3.2. MATERIAIS SUPORTES

A finalidade principal do material suporte neste estudo é de permitir um acúmulo de grande quantidade de biomassa, com o conseqüente aumento do tempo de retenção celular no reator. Para se verificar a influência da característica superficial do material suporte e relaciona-la ao crescimento microbiano e sua eficiência, foram testados três materiais suporte: PVC (Policloreto de Vinila), OSBG<sup>®</sup> (Optimized Support for Biological Growth) e o PET (Politereftalato de Etileno).

Alguns desses materiais já foram utilizados por outros pesquisadores:

- **PVC**

- BERGAMASCO (1996) pesquisou a utilização de partículas poliméricas para adesão microbiana em tratamento biológico de resíduos usando reator de leito fluidizado - UNICAMP - Campinas-SP;
- HEIN DE CAMPOS (2001) estudou a Utilização de Reator de Leito Fluidizado Trifásico Aeróbio em Sistema de Tratamento Combinado de Águas Residuárias - UFSC – Florianópolis –SC;
- SALES (1999) estudou a Cinética de Degradação de Efluentes Têxteis por Biofilme em Leito Fluidizado Trifásico Aeróbio– UFSC - Florianópolis – SC;
- SOUZA (2002) pesquisou o Desempenho do Reator de Leito Fluidizado Trifásico para Tratamento de Efluente com Elevada Carga Orgânica – UEM – Maringá – PR;
- HERNANDEZ\_ROCHA (1992) estudou a Transferência de Oxigênio e Hidrodinâmica em Reator de Leito Fluidizado Trifásico – COPPE/UFRJ – Rio de Janeiro-RJ.

- **OSBG<sup>®</sup>**

- LERTPOCASOMBUT (1991) propôs a Utilização do Material para a Depuração Carbonácea em Reator de Leito Fluidizado Trifásico Aeróbio INSA - Toulouse – França;

- TAVARES (1992) verificou a Influência das Características Físicas do Suporte sobre o Comportamento do Reator de Leito Fluidizado Trifásico Aeróbio - UFRJ – Rio de Janeiro – RJ;
- WOLFF (1997) estudou a Tratabilidade de um Efluente Têxtil por Biomassa Fixa através de um Reator de Leito Fluidizado Trifásico Aeróbio - UFSC –Florianópolis – SC;
- BARTHEL (1998) – Pesquisou o Estudo de Biofilme desenvolvido em Reator de Leito Fluidizado Trifásico Aeróbio no Tratamento de Efluentes Têxteis Florianópolis – SC;
- GRANDO ALVES (2000)- Propôs o Tratamento de Efluentes Têxteis usando Reator de Leito Fluidizado Trifásico Aeróbio com Pré e Pós-ozonização - UFSC – Florianópolis – SC.

- **PET**

Não se encontrou registro de estudos utilizando esse material como meio suporte.

Os materiais suporte PET e PVC, utilizados neste estudo, foram fornecidos pelas empresas Arteplast (Itajaí-SC) e Tigre (Joinville –SC), onde nesta fase, são considerados matérias-primas na fabricação de novos produtos. O material suporte OSBG<sup>®</sup>, é um material de patente francesa N<sup>o</sup> 8603611 – março de 1987.

A tabela 3.1. a seguir apresenta algumas características físicas desses materiais.

Tabela 3.1. – Características dos Materiais Suporte

Material Suporte		Diâmetro médio (mm)
PVC	1329	4,02
OSBG <sup>®</sup>	1180	2,07
PET	1342	2,53

### 3.2.1. Tratamento Preliminar do Material Suporte

O material suporte PVC recebeu um tratamento superficial com solução de ácido nítrico concentrado enquanto que o OSBG<sup>®</sup> e o PET receberam o tratamento superficial com solução sulfocrômica (ANEXO I). Esse tratamento tem por objetivo promover uma maior rugosidade e porosidade do material, aumentar a área livre disponível para a acumulação do biofilme e permitir uma maior aderência da biomassa.

### 3.2.2. Inoculação e Partida dos Reatores

Foram realizados neste estudo, quatros ensaios onde a inoculação de cada reator se deu da seguinte forma:

- Preenchimento do reator com material suporte e sua inoculação com lodo ativado proveniente de tanques de aeração, da ETE- Insular CASAN –Florianópolis – SC;
- O inóculo foi mantido durante 12 horas com baixa aeração (30 L/h), em leito fixo, de modo a conduzir as bactérias à fixação no meio suporte;
- A entrada do substrato ocorreu em vazão reduzida por um período de 12 horas;
- Após esse período, o reator foi alimentado gradativamente com o afluente, até obter-se as condições operacionais pré-estabelecidas.

A tabela 3.2. a seguir apresenta as condições operacionais de cada ensaio.

Tabela 3.2. – Condições operacionais dos reatores

PARÂMETROS				
	I - PVC	II - OSBG <sup>®</sup>	III - PET	IV - PET
Reator	Nº 1	Nº 2	Nº 1	Nº 2
Vazão de alimentação (L/min)	1,50	0,50	1,50	0,50
Vazão de ar (L/h)	140	80	80	40
Vazão de recirculação (L/min)	72	10	72	10
Expansão do leito (%)	100	100	100	100
Tempo de Retenção Hidráulica (min)	42	25	42	25
COV aplicada (KgDQO/m <sup>3</sup> .dia)	19	21	13	29
Velocidade do ar - $U_G$ (m/h)	4,5	12,6	2,6	6,3
Velocidade do líquido - $U_L$ (m/h)	140	101	140	101
Tempo de operação (dias)	105	29	29	115

Nos ensaios I, II, III e IV, o reator foi preenchido com seu material suporte correspondente até uma altura de 0,90; 0,50; 1,00 e 0,80 metros respectivamente.

### 3.3. CONDIÇÕES EXPERIMENTAIS E MÉTODOS ANALÍTICOS

Este estudo iniciou-se em abril de 2001 e estendeu-se até o mês de outubro de 2002. Durante os quatro ensaios, o reator funcionou em regime contínuo, com alimentação constante e monitoramento diário. Foram realizadas medidas e análises da *fase líquida*: sólidos suspensos totais (SST); oxigênio dissolvido (OD); pH; demanda química de oxigênio (DQO); demanda bioquímica de oxigênio (DBO); COT e coliformes totais e fecais, segundo metodologias padrão do “Standard Methods” (APHA, 1998); *do biofilme*: proteínas (PN) aderidas e/ou suspensas pelo método de Lowry (ANEXO II); polissacarídeos (PS) aderidos e/ou suspensos, pelo método de Dubois (ANEXO III); fotografias no microscópio eletrônico de varredura (MEV) e no microscópio ótico.

A tabela 3.3. apresenta as análises realizadas nos reatores e suas frequências.

Tabela 3.3.- Análises e frequências nos reatores

OD (mg/L); T (°C); pH	2 x dia	-
Sólidos Sedimentáveis (mL/L)	1 x dia	Única
Sólidos Suspensos Totais (mg/L)	3 x semana	Única
DQO (mg/L)	3 x semana	Duplicata
COT (mg/L)	3 x semana	Única
DBO <sub>5</sub> (mg/L)	1 x semana	Única
PS (mg/L) e PN (mg/L)	3 x semana	Triplicata
Coliformes Totais e Fecais	1 x semana	Única
Microscopia Ótica	3 x semana	Única

O monitoramento de parâmetros como OD (mg/L), pH, T (°C) e altura do leito fluidizado (m), vazão de entrada de efluente (L/min), vazão de ar (L/h) e vazão de recirculação (L/s) foram realizados 2 vezes por dia. A primeira pela manhã e a outra no final da tarde.

As amostras eram coletadas pela manhã entre 7:30 h e 9:00 h e as análises realizadas de forma ordenada no Laboratório de Integração de Meio Ambiente – LIMA.

Durante os quatro ensaios, ocorreram inúmeros problemas mecânicos em todo sistema piloto de tratamento, o que tornou alguns ensaios pequenos ou com interrupções, prejudicando a eficiência do tratamento. Normalmente, esses problemas eram originados pela grande concentração de gordura presente no afluente, prejudicando o funcionamento das bombas e incrustando as tubulações.

As análises para a determinação de Fósforo (mg/L) e Nitrogênio (mg/L) nos quatros ensaios, ocorreram de forma aleatória, sem obedecer a uma frequência. A microscopia eletrônica foi realizada apenas uma vez, para os materiais suporte OSBG<sup>®</sup> e PET.

### 3.3.1. Parâmetros Analíticos

#### 3.3.1.1. Análise na fase líquida

As amostras na fase líquida do reator foram coletadas em sua entrada, saída e em seu interior. No decantador, foram coletadas em sua entrada e saída.

Foram medidos os seguintes parâmetros:

- Concentração de Oxigênio Dissolvido -OD (mg/L); Temperatura - T ( $^{\circ}$  C); Potencial Hidrogênio Iônico – pH: Foram medidas utilizando pHmetro e oxímetro digital, marca Orion, modelo 1230;
- Demanda Química de Oxigênio – DQO (mg/L): Foram medidas suas concentrações, total e filtrada, na entrada e saída do reator. Sua análise foi realizada usando o método colorimétrico e em sua leitura, espectrofotômetro marca VARIAN, modelo Cary 1E – UV – Visible (Ensaio I, II e III) e espectrofotômetro marca HACH DR/4000 U (Ensaio IV). As amostras eram conservadas em refrigerador com adição de ácido sulfúrico para manter o  $\text{pH} \leq 2$ . Para as amostras filtradas, foram utilizados papéis filtro, marca Whatmann 40;
- Demanda Bioquímica de Oxigênio – DBO<sub>5</sub> (mg/L): Sua determinação foi realizada pelo método manométrico, correspondente a cinco dias com agitação magnética a temperatura de 20 $^{\circ}$  C. Para isso utilizou-se equipamento marca HACH, modelo TRACK. Para as amostras filtradas, foram utilizados papéis filtro, marca Whatmann 40;
- Sólidos Suspensos Totais – SST (mg/L) : Determinado através de filtração à vácuo em filtro de membrana de acetato de celulose, 0.45 $\mu\text{m}$  e 0.40 $\mu\text{m}$  e posterior pesagem do filtro com o resíduo filtrado seco em estufa recomendado pelo Standard Methods, APHA (1998);
- Sólidos Sedimentáveis – SSed. (mL/L): Através de cone Imhoff, determina-se a fração sólida sedimentada estabelecida em um litro de amostra por um período de uma hora;
- Carbono Orgânico Total – COT (mg/L): As amostras foram submetidas a filtração à vácuo em filtros de membrana de acetato de celulose de 0.45  $\mu\text{m}$  e conservadas em refrigerador com adição de ácido clorídrico para manter o  $\text{pH} \leq 2$ . As análises foram realizadas no aparelho TOC–5000A, marca SHIMADZU, através de NPOC (Carbono Orgânico Não Purgável);
- Proteínas e Polissacarídeos Suspensos – PN<sub>S</sub> (mg/L) e PS<sub>S</sub> (mg/L): Suspensas no meio líquido, foram determinadas de acordo com os métodos de LOWRY et al. (1951) e

DUBOIS (1956), respectivamente. As leituras foram realizadas em espectrofotômetro, marca VARIAN, modelo Cary 1E – UV – Visible (Ensaio I, II e III) e espectrofotômetro marca HACH DR/4000U (Ensaio IV). As amostras eram congeladas, de modo a não perderem suas propriedades;

- Nitrito e Nitrato –  $\text{NO}_2$  e  $\text{NO}_3$ : Filtradas à vácuo em filtro de membrana de acetato de celulose, 0.45 $\mu\text{m}$  e 0.40 $\mu\text{m}$ . Nas análises de nitrito utilizou-se o método colorimétrico da alfa-naftilamina segundo o Standard Methods (APHA, 1998) e para o nitrato utilizou-se método colorimétrico da brucina segundo MERCK (1981). As leituras foram realizadas em espectrofotômetro marca HACH DR/4000 U;
- Nitrogênio Amoniacal –  $\text{NH}_4$ : Através de método colorimétrico com o reativo de Nessler (iodo-mercurato de potássio alcalino), segundo a Norma Francesa (NFT 90-015), com leituras no espectrofotômetro marca HACH DR/4000 U;
- Fósforo total: Filtradas à vácuo em filtro de membrana de acetato de celulose 0.40 $\mu\text{m}$ . Utilizou-se o método colorimétrico do ácido vanado-molibdo-fosfórico, após prévia digestão da fração orgânica em meio ácido. As leituras das amostras foram realizadas no espectrofotômetro marca HACH DR/4000 U.

### 3.3.1.2. Análise na fase sólida

Foram medidos os seguintes parâmetros das amostras da fase sólida coletadas no interior do reator:

- Proteínas e Polissacarídeos Aderidos –  $\text{PN}_A$  (mg/L) e  $\text{PS}_A$  (mg/L): Aderidas ao material suporte, foram determinadas de acordo com os métodos de LOWRY et al. (1951) e DUBOIS (1956), respectivamente. As leituras foram realizadas em espectrofotômetro, marca VARIAN, modelo Cary 1E – UV – Visible (Ensaio I, II e III) e espectrofotômetro marca HACH DR/4000U (Ensaio IV). Em ambos, as leituras são efetuadas em mg/L, sendo posteriormente convertidas em mg/g de suporte. As amostras eram congeladas, de modo a não perderem suas propriedades.



O biofilme é quantificado em termos de proteínas (PN) e polissacarídeos (PS) aderidos ao meio suporte. Seu desprendimento é avaliado em termos de PN e PS em suspensão e do coeficiente específico de desprendimento ( $b_s$ ).

A taxa de conversão do substrato foi determinada através da produção específica de lodo (Y). Verificou-se também a rugosidade do material suporte PET e a adesão microbiana, em toda a superfície do material suporte.

Utilizou-se Microscópio Eletrônico de Varredura (MEV) marca Phillips XL 30 – Microsonda do Laboratório de Materiais do Departamento de Engenharia Mecânica da UFSC, para verificação da estrutura do biofilme e o microscópio ótico modelo para verificar a morfologia dos microorganismos presentes no material suporte.

### 3.4. ANÁLISE MICROSCÓPICA

As análises microscópicas da porção líquida e da porção sólida, coletadas no interior do reator, foram realizadas em dias alternados, procedendo-se da seguinte forma:

- Coleta-se uma amostra no interior do reator juntamente com material suporte;
- Acondiciona-se em um recipiente previamente limpo, deixando um espaço livre para o armazenamento de ar para suprimento dos microrganismos;
- O intervalo de tempo entre a coleta no reator e a análise microscópica em laboratório não poderá exceder a 2 horas;
- No laboratório analisa-se primeiramente a fase líquida:
  - ▶ Homogeniza-se a amostra e com um conta-gotas, coloca-se 1 gota do material sobre uma lâmina, cobrindo-a com uma lamínula de 10x10 mm, sem incluir bolhas de ar;
  - ▶ Em seguida, coloca-se a lâmina sob o microscópio ótico para análise;
  - ▶ São analisados o tamanho dos flocos, a abundância de protozoários / metazoários sua identificação e contagem e sua relação com o meio;

- ▶ Os protozoários/metazoários são classificados em grupos, conforme seus aspectos morfológicos e fisiológicos (exemplo: Flagelados, Amebas nuas, Amebas com cascas, Ciliados fixos, Ciliados livres; etc.);
  - ▶ As análises são realizadas em aumento de 100 vezes para contagem ou 400 vezes para a determinação dos microrganismos;
  - ▶ Conta-se os microrganismos presentes da lamínula repetindo-se essa operação três (3) vezes, com diferentes lamínulas;
  - ▶ Faz-se a média das três lamínulas.
- Na segunda fase, analisa-se os materiais suporte (fase sólida):
    - ▶ Escolhe-se pelo menos 2 partículas suporte diferentes (tamanho, cor, superfície, biofilme visível ou não), retirando-o da amostra sem alterar seu biofilme e colocando-o sobre a lâmina;
    - ▶ Cubra cada suporte com uma gota de amostra para garantir sua umidade, necessária para a observação de um biofilme vivo;
    - ▶ A visualização microscópica necessária neste caso, normalmente varia de 30 a 100 vezes.

As metodologias mais usadas no mundo, aplicadas em sistemas de lodos ativados, como por exemplo EIKELBOOM & VAN BUIJSEN (1981); JENKINS, et al. (1993); KNOOP (1998) citado por HOFFMANN (2000), consideram o número de microrganismos e a caracterização dos flocos, na forma concentrada, separando-os em grupos ou níveis. Por não existir uma metodologia padrão a ser aplicada para as diferentes situações em que se necessite caracterizar o material, os pesquisadores adaptam essa classificação de acordo com as situações que precisem caracterizar.

Em sistemas de biomassa fixa (biofilme), a situação é muito mais complexa pois, por existirem diferentes tipos de biofilme, não há uma metodologia padrão a ser aplicada (HOFFMANN, 2000).

Baseado nisto HOFFMANN (2000), transformou a metodologia de EIKELBOOM & VAN BUIJSEN (1981) e adaptou-a especialmente as necessidades deste estudo com reator de leito fluidizado, com a finalidade de distinguir as diferentes fases ocorridas no reator e relacioná-las a biologia e aos possíveis problemas de funcionamento do reator.

Neste estudo, a contagem da fase líquida, a caracterização dos flocos e do biofilme exigiram algumas adaptações. Para os diferentes microrganismos presentes, tamanhos de flocos e o tamanho do biofilme foram atribuídas uma classificação em níveis que variam de 0 - 4 conforme apresentados na tabela 3.4., considerando-se que:

Tabela 3.4.- Caracterização dos diferentes níveis para análise microscópica

	<b>nismos (Nº)</b>	<b>Floco (Tamanho)</b>	<b>Biofilme (Tamanho)</b>
0	Ausência	Ausência	Ausência
1	raros (1-5)	Pequeno < 100µm, pouca estrutura	Organismos individuais
2	alguns (5-10)	Médio 100 - 500µm Formação da estrutura	Primeiras colônias de microrganismos
3	elevado (>10)	Grande > 500µm	Forte, com grandes partes fechadas
4	dominante / excesso	Excessivo (fungos, bact. filamentosas)	Excessivo, escuro, visível aos olhos

- A classificação do tamanho de biofilme é uma adaptação de classificação do tamanho de floco, pois o tamanho do biofilme e o tamanho do floco nem sempre correspondem;
- Para analisar as características do biofilme e do meio líquido, como tamanho do biofilme e tamanho de floco, foram necessários análises diferenciadas.
- O leito fluidizado normalmente apresenta pouca diversidade de microrganismos, sendo que os microrganismos que aparecem (Ex.: *Epistylis* sp, Fungos, Rotíferos), alcançam geralmente uma quantidade excessiva, dominando parcialmente ou totalmente o biofilme, o meio líquido e os flocos. Com isto o tamanho do biofilme e o dos flocos aumentam imensamente devido ao desenvolvimento somente de uma única espécie.

- Esta ocorrência de crescimento “em excesso” descreve-se como o nível 4 (máximo), adotado para todas as caracterizações.

Estudos como DA MOTTA et al. (2002) utilizaram imagens microscópicas para analisar no tratamento efluentes, a biomassa presente e acompanhar as modificações por ela sofrida quando submetida a choques orgânicos ou hidráulicos.

### 3.5. PARÂMETROS HIDRODINÂMICOS

Neste estudo, determinou-se somente os parâmetros hidrodinâmicos para o material suporte PET utilizando-se como referências os estudos de HEIN DE CAMPOS (2001) e WOLFF (1997). As retenções das fases sólida ( $\epsilon_s$ ), líquida ( $\epsilon_L$ ), gasosa ( $\epsilon_G$ ), velocidade mínima de fluidização ( $U_{mf}$ ) do material suporte PVC, foram obtidas no estudo de HEIN DE CAMPOS (2001). Para o material suporte OSBG, foram obtidas em estudo de WOLFF (1997). Ambos utilizaram os mesmos reatores e os mesmos materiais em estudo.

#### 3.5.1. Velocidade Mínima de Fluidização ( $U_{mf}$ )

A velocidade mínima de fluidização foi determinada em leito bifásico, sólido-líquido, pelo método da queda de pressão, apresentado anteriormente nos itens 2.4.1.3., *sub- itens a e e*, respectivamente. Utilizou-se valores através da perda de carga (hp) versus velocidade superficial do líquido ( $U_L$ ), em forma de gráfico. O valor da velocidade mínima de fluidização é aquele correspondente à perda de carga constante em função da velocidade superficial aplicada, ou seja, quando o leito passa de fixo para fluidizado.

A perda de carga aumenta com a velocidade do líquido enquanto o leito permanece fixo, tornando-se constante após a fluidização do leito, iniciada quando se atinge a velocidade mínima de fluidização (COSTA, 1989).

### 3.5.2. Retenção das Fases Sólida ( $\epsilon_S$ ), Líquida ( $\epsilon_L$ ) e Gasosa ( $\epsilon_G$ )

Estas retenções foram determinadas individualmente no reator de leito fluidizado trifásico de acordo com o item 2.4.1.3. *sub-item c*, através dos seguintes métodos :

- Retenção do sólido ( $\epsilon_S$ ): verificada pelo deslocamento de água. Coloca-se no reator um volume conhecido de água e adiciona-se a este uma quantia de sólidos, mede-se assim a nova altura de líquido no reator. A diferença entre o volume final e o volume do líquido inicial, é o volume de sólido adicionado.
- Retenção do gás ( $\epsilon_G$ ): determinada pelo método da queda de nível. Coloca-se o reator, operando em condições de vazões de gás e líquido desejadas, fecha-se simultaneamente as alimentações do gás e do líquido e mede-se a queda de nível do líquido na coluna. A diferença das alturas multiplicada pela área da seção da coluna é o volume total de gás retido. Conhecendo-se o volume total do sistema, calcula-se a fração de gás retido utilizando-se uma adaptação da retenção gasosa global (equação 2.4.), descrita no item 2.4.1.3. *sub-item c*.
- Retenção do líquido ( $\epsilon_L$ ): determinada pela diferença das fases gasosas e líquidas, através da equação 2.3. apresentada no item 2.4.1.3. *sub-item c*.

### 3.5.3. Altura do Leito (H)

A altura do leito foi medida visualmente através de uma escala colocada no lado externo da coluna conforme item 2.4.1.3. *sub-item d* deste estudo. Quando ocorreram oscilações na altura do leito, esta foi determinada pela média aritmética dos valores das alturas máximas e mínimas observadas.

### 3.5.4. Queda de Pressão ( $\Delta P$ )

A queda de pressão foi medida por meio de manômetro vertical do tipo “U”, utilizando como fluido manométrico, o mercúrio líquido. A queda de pressão quando apresentava oscilações foi determinada também pela média aritmética dos valores máximos e mínimos, observados na escala manométrica (item 2.4.1.3. *sub-item e*).

## 3.6. MEMORIAL DE CÁLCULO

### 3.6.1. Eficiência de Remoção – E

Calculados a partir das análises de DQO e COT na entrada e saída do reator, a eficiência em termos de remoção carbonácea ( $E\%$ ) para os parâmetros de DQO total e filtrada e COT, foram calculados a partir da equação 3.1.

$$E = \frac{(S_0 - S_s)}{S_0} \times 100 \quad (3.1)$$

Sendo:

E = Eficiência de remoção (%)

$S_0$  = Concentração na entrada do reator (mg/L)

$S_s$  = Concentração na saída do reator (mg/L)

O cálculo de eficiência de remoção de DQO foi baseado na diferença entre DQO bruta (total) do afluente e efluente (eficiência total) e DQO bruta afluente e DQO filtrada do efluente (eficiência filtrada) conforme ARANTES et al. (2000), VIEIRA et al. (2000), KATO et al. (2001) autores constituintes da rede cooperativa de pesquisa do programa

PROSAB-2 (Programa de pesquisa em saneamento básico). Da mesma maneira, quando citada eficiência de  $\text{DBO}_5$  bruta, refere-se a eficiência em função da  $\text{DBO}_5$  bruta afluente e efluente. Para a eficiência filtrada, relaciona-se a  $\text{DBO}_5$  bruta do afluente e a filtrada do efluente.

O cálculo da eficiência global do sistema foi baseado na diferença entre a DQO bruta (total) do afluente na entrada no reator e a DQO filtrada do efluente na saída do decantador.

### 3.6.2. Produção Específica de Lodo – Y

Calculados a partir da análise do teor de proteínas no material em suspensão ( $\text{PN}_s$ ) no interior do reator e do consumo e substrato em termos de DQO, a Produção Específica de Lodo foi calculado a partir da equação 3.2.(LERTPOCASOMBUT, 1991).

$$Y = \frac{X_e}{S_{consumida}} \quad (3.2.)$$

Sendo:

Y = Produção Específica de Lodo ( $\text{mgPN}/\text{mgDQO}_{consumida}$ )

$X_e$  = Teor de proteínas suspensa no líquido ( $\text{mgPN}/\text{L}$ )

$S_{cons}$  = Concentração de substrato consumido ( $\text{mg DQO}/\text{L}$ )

### 3.6.3. Coeficiente Específico de Desprendimento – $b_s$

O coeficiente de desprendimento do biofilme ( $b_s$ ) é, de acordo com RITTMANN (1982) citado por TAVARES (1992), a relação entre o fluxo de biomassa não aderida e perdida no efluente de saída e a biomassa aderida às partículas.

Calculados a partir das análises de proteínas suspensas e aderidas ao material suporte e a vazão de entrada do reator, o Coeficiente Específico de Desprendimento foi determinado a partir da equação 3.3.

$$b_s = \frac{Q \cdot X_e}{M_s \cdot X_{pt}} \quad (3.3.)$$

Sendo:

$b_s$  = Coeficiente Específico de Desprendimento ( $\text{dia}^{-1}$ )

$Q$  = Vazão de alimentação (L /dia)

$M_s$  = Massa total do suporte (g)

$X_e$  = Teor de proteínas do material em suspensão (mg PN/L)

$X_{pt}$  = Biomassa aderida ao suporte (mg PN/g suporte)

### 3.6.4- Conversão de Unidades – mg/L para mg/g de suporte

a) **Proteínas:**

-1º passo

$$X = \frac{Y^* \cdot V}{V_t} \quad (3.4)$$

- 2º passo

$$X^* (\text{mg} / \text{g}) = \frac{X \cdot M}{M_t} \quad (3.5)$$

Sendo:

$X$  = Massa de PN da amostra (mg)



$Y^*$  = Concentração de PN (mg/L)

$X^*$  = Concentração de PN (mg/g)

$V$  = Volume da amostra utilizada (1ml)

$V_t$  = Volume total da amostra (ml)

$M$  = massa de 1 grama de suporte

$M_t$  = massa total do suporte utilizado (gramas)

**b) Polissacarídeos:**

-1º passo

$$W = \frac{Z^* \cdot V}{V_t} \quad (3.6)$$

- 2 º passo

$$W^* (mg / g) = \frac{W \cdot M}{M_t} \quad (3.7)$$

Sendo:

$W$  = massa de PS da amostra (mg)

$Z^*$  = Concentração de PS (mg/L)

$W^*$  = Concentração de PS (mg/g)

$V$  = Volume da amostra utilizada (1ml);

$V_t$  = Volume total da amostra (ml)

$M$  = massa de 1 grama de suporte

$M_t$  = massa total do suporte utilizado (gramas)

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÕES

### 4.1. PARÂMETROS HIDRODINÂMICOS

A velocidade mínima de fluidização foi determinada neste estudo somente para o material suporte PET. Para os materiais suporte OSBG® e PVC, foram utilizados os resultados obtidos nos estudos de WOLFF (1997) e HEIN DE CAMPOS (2001), respectivamente, uma vez que pertenciam ao mesmo lote dos utilizados nos estudos relacionados.

A velocidade mínima de fluidização do PET foi obtida em leito bifásico, através da curva de perda de carga pela velocidade superficial do líquido (Figura 4.1.).

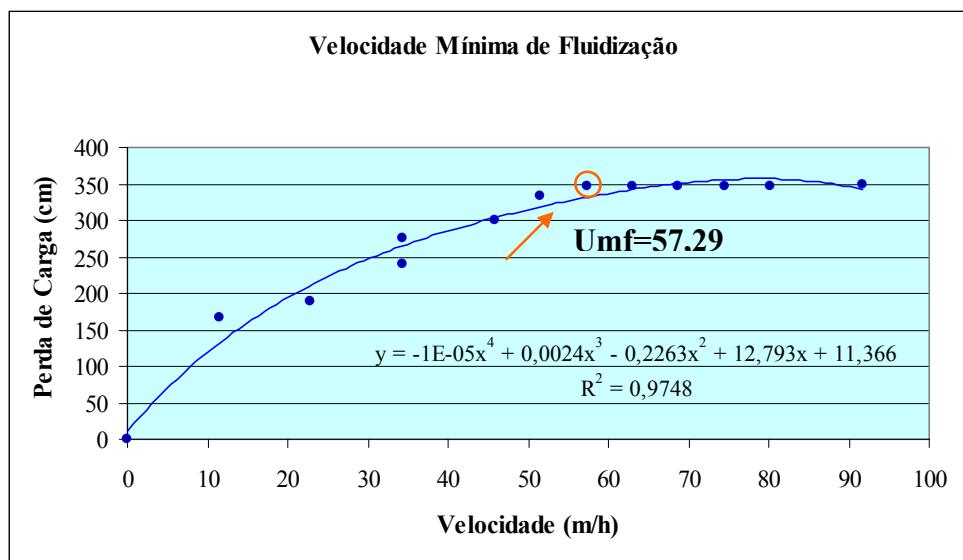


Figura 4.1.- Perda de carga em função da velocidade superficial do líquido.

Observa-se na figura 4.1. que a velocidade mínima de fluidização ( $U_{mf}$ ) obtida para o PET foi de 1,59 cm/s, ou seja, 57,29 m/h.

HEIN DE CAMPOS (2001), obteve para o PVC uma  $U_{mf}$  de 0,96cm/s ou 34,78 m/h e WOLFF (1997) obteve para o OSBG®, uma  $U_{mf}$  de 0,6286cm/s ou 22,63m/h.

A tabela 4.1. apresenta as retenções das fases sólida, líquida e gasosa, para os reatores pilotos com os diferentes materiais suporte.

Tabela 4.1. – Parâmetros Hidrodinâmicos dos Materiais Suporte

Material Suporte	Densidade (kg/m <sup>3</sup> )	Diâmetro médio (mm)	$\epsilon_s$ (%)	$\epsilon_L$ (%)	$\epsilon_G$ (%)	$U_{mf}$ (cm/s)
PVC	1329	4,02	0,53	0,44	0,032	0,96
OSBG <sup>®</sup>	1180	2,70	0,32	0,66	0,016	0,63
PET	1342	2,53	0,47	0,50	0,029	1,59

Embora o PET seja o material de maior densidade, foi o PVC que apresentou maior retenção sólida no interior do reator, provavelmente devido a seu tamanho ser em média duas vezes superior aos outros dois materiais.

HERNANDEZ-ROCHA (1992) obteve para o material suporte PVC de diâmetro 2,38 mm e densidade de 1100 Kg/m<sup>3</sup>, uma retenção gasosa de 0,070 % e  $U_{mf}$  de 0,33 cm/s.

Os dados utilizados na determinação da  $U_{mf}$  para o material PET, estão expostas no anexo IV.

## 4.2. MATERIAL SUPORTE

O desempenho do processo aeróbio em reatores de leito fluidizado está estritamente relacionado com o tipo de suporte utilizado para a aderência bacteriana. É consenso entre os pesquisadores que as características físicas dos suportes (tamanho, forma, carga elétrica superficial, etc.) influenciam sobremaneira na fixação de microrganismos à sua superfície e na sua colonização (TAVARES, 1992).

Os materiais suporte utilizados receberam tratamento superficial com o intuito de aumentar a rugosidade dos mesmos. Com o auxílio de um microscópio eletrônico, foi possível observar a superfície dos materiais tratados e não tratados (Figuras 4.2. a 4.4.).

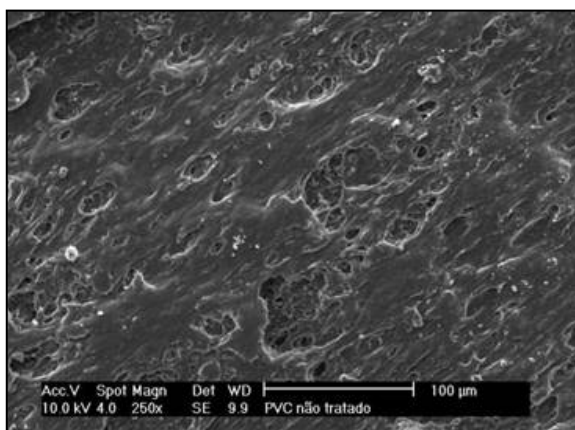


Figura 4.2a.: PVC não tratado (250x)  
Fonte: HEIN de CAMPOS (2001)

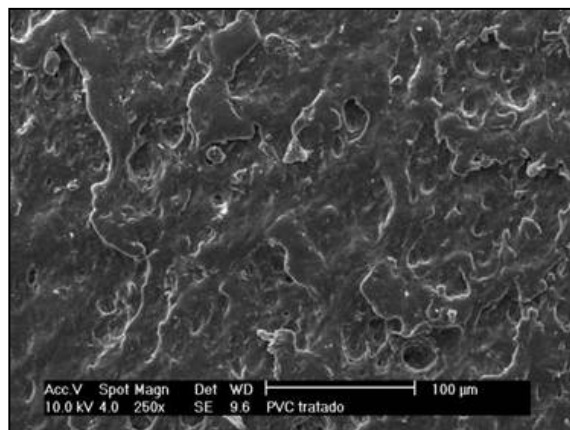


Figura 4.2b.: PVC tratado (250x)  
Fonte: HEIN de CAMPOS (2001)

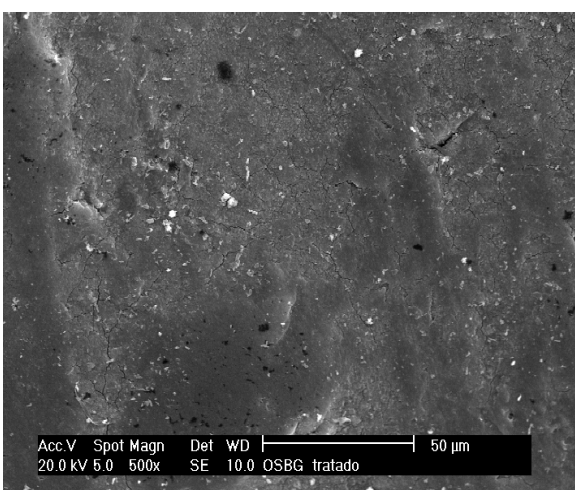


Figura 4.3a.- OSBG® não tratado – (500x)

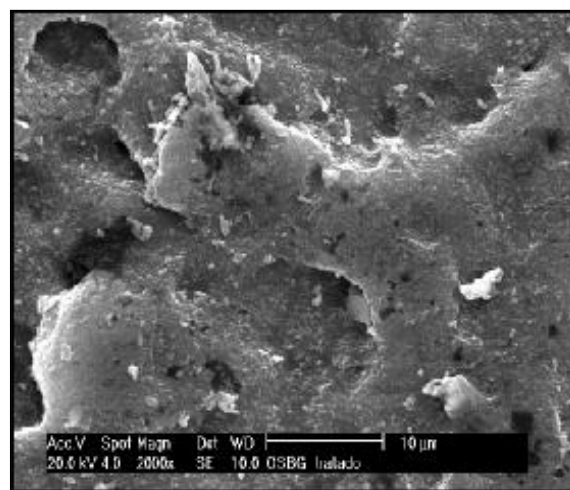


Figura 4.3b.- OSBG® tratado – (2000x)

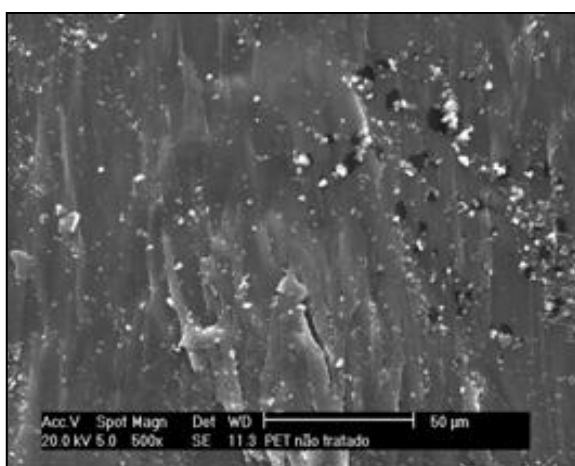


Figura 4.4a.- PET não tratado –(500x)

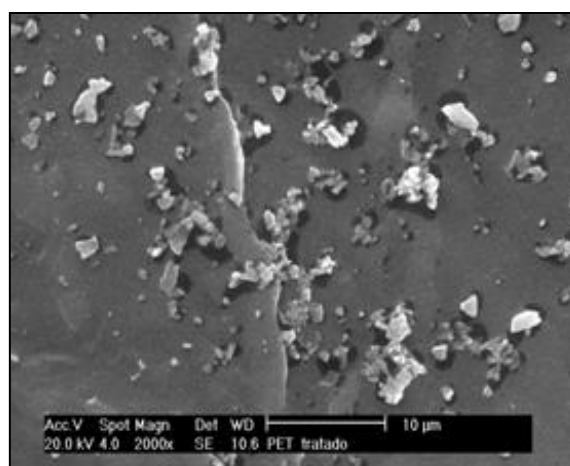


Figura 4.4b.- PET tratado (2000x)

Verifica-se pelas figuras 4.2. a 4.4. que, após tratamento químico, ocorreram mudanças nas características superficiais dos materiais, com o aparecimento de microcrateras e maior rugosidade dos mesmos.

Os resultados experimentais apresentados por BERGAMASCO (1996), demonstram que o tratamento superficial nas partículas suporte levou ao desenvolvimento de condições favoráveis à acumulação do biofilme. Da mesma forma NOUVION (1985) e COSTA (1989) observaram a necessidade de tratamento superficial do material suporte (esferas de vidro) em reatores de leito fluidizado trifásico.

### 4.3. CARACTERIZAÇÃO DO AFLUENTE

A tabela 4.2. apresenta as características (valores médios) do esgoto afluyente utilizado nos ensaios.

Tabela 4.2.- Características do afluyente

Parâmetros	Ensaio I	Ensaio II	Ensaio III	Ensaio IV
<b>pH</b>	5,70 ± 0,61	6,65 ± 0,33	6,65 ± 0,33	5,80 ± 0,75
<b>OD (mg/L)</b>	1,50 ± 0,57	1,18 ± 0,61	1,18 ± 0,61	0,99 ± 0,71
<b>Temperatura (°C)</b>	25,1 ± 3,19	25,0 ± 2,70	25,0 ± 2,70	25,6 ± 3,43
<b>DQO<sub>T</sub> (mg/L)</b>	542 ± 179,94	379 ± 181,37	379 ± 181,37	517 ± 206,68
<b>DQO<sub>F</sub> (mg/L)</b>	400 ± 141,73	163 ± 29,26	163 ± 29,26	351 ± 122,30
<b>S.Suspensos (mg/L)</b>	240 ± 169,99	1491 ± 1853,74	1658 ± 2026,55	208 ± 170,82

Para JORDÃO & PESSOA (1995) a temperatura ideal nos processos biológicos, situa-se entre 25 a 35°C; e os valores de pH entre 6,7 e 7,5 segundo VON SPERLING (1996). A concentração de OD para efluente bruto é normalmente nula, conforme item 2.2. deste estudo. Para os parâmetros DQO<sub>F</sub> e DQO<sub>T</sub>, as concentrações típicas são de 130 mg/l e 400 mg/l respectivamente segundo JORDÃO & PESSOA (1995) e para sólidos suspensos totais, segundo METCALF & EDDY (1991), as concentrações podem variar de 100 a 500 mg/l.

Observa-se na tabela 4.2. que os valores de pH do afluente estiveram mais baixos nos ensaios I e IV; que as concentrações de OD estiveram em torno de 1 mg/L e os valores médios da temperatura eram favoráveis ao processo biológico em todos os ensaios. As concentrações de  $DQO_T$  e  $DQO_F$  foram superiores aos valores típicos apresentados por JORDÃO & PESSOA (1995). Em relação aos sólidos suspensos, as elevadas concentrações apresentadas nos ensaios II e III, são atribuídas as misturas do efluente do restaurante universitário com o efluente proveniente da CASAN, nos tanques sépticos 1 e 2, colocando em suspensão o lodo já decantado, promovendo grande formação de biomassa suspensa no afluente.

#### **4.4. MONITORAMENTO DOS REATORES**

Os resultados médios obtidos na entrada, interior e saída do reator nos quatros ensaios e seus respectivos desvios padrões estão apresentados nas tabelas 4.3. e 4.4.

Os ensaios II e III foram realizados simultaneamente com os reatores N° 1 e N° 2, utilizando o mesmo afluente.

Tabela 4.3.- Resultados médios dos parâmetros analisados nos ensaios I e II.

pH		6,6 ± 0,53		6,55 ± 0,02
OD(mg/L)		3,3 ± 1,33		5,56 ± 3,02
T(°C)		24,7 ± 3,83		34,18 ± 2,11
DQO <sub>i</sub> (mg/L)	542 ± 179,94	218 ± 170,16	379 ± 181,37	115 ± 47,12
DQO <sub>f</sub> (mg/L)	400 ± 141,73	129 ± 83,02	163 ± 29,26	102 ± 27,03
DBO <sub>i</sub> (mg/L)	336 ± 69,30	162 ± 115,97	141 ± 74,10	82 ± 61,40
DBO <sub>f</sub> (mg/L)	197 ± 117,38	62 ± 49,50	81 ± 56,02	36 ± 19,17
COT (mg/L)	82 ± 34,73	30 ± 23,12	66,3 ± 20,49	39,7 ± 14,16
SS (mg/L)	240 ± 169,99	104 ± 127,58	1491 ± 1853,74	198 ± 269,28
SSed. (ml/L)-Decantador	—	—	0,25 ± 0,32	0,08 ± 0,17
PN aderida (mg/g)		0,0430 ± 0,01		0,0277 ± 0,01
PN suspensa (mg/L)		44,2 ± 14,74		36,8 ± 14,80
PS aderido (mg/g)		0,2566 ± 0,04		0,2185 ± 0,09
PS suspenso (mg/L)		22,1 ± 8,46		33,9 ± 16,13
PS/PN aderido		5,8 ± 1,70		8,9 ± 4,23
PS/PN suspenso		0,5 ± 0,30		1,00 ± 0,54
Y(mgPNsusp/mgDQOcons)		0,2 ± 0,34		0,69 ± 0,49
bs (d-1)		60 ± 24,76		310,5 ± 201,88
NO <sub>2</sub> (mg/L)	—	—	0,20 ± 0,03	0,98 ± 0,04
NO <sub>3</sub> (mg/L)	—	—	0,03 ± 0,04	0,4 ± 0,02
NH <sub>4</sub> (mg/L)	13,72 ± 22,09	3,37 ± 3,45	10,81 ± 0,11	2,91 ± 2,07
Fósforo (mg/L)	4,49 ± 0,02	3,21 ± 0,54	1,15 ± 0,99	1,95 ± 1,05
Coliformes Fecais (NMP/100ml)	10 <sup>5</sup> ± 10 <sup>1</sup>	10 <sup>5</sup> ± 10 <sup>2</sup>	10 <sup>5</sup> ± 10 <sup>1</sup>	10 <sup>4</sup> ± 10 <sup>1</sup>
Coliformes Totais (NMP/100ml)	10 <sup>6</sup> ± 10 <sup>1</sup>	10 <sup>5</sup> ± 10 <sup>1</sup>	10 <sup>6</sup> ± 10 <sup>1</sup>	10 <sup>5</sup> ± 10 <sup>2</sup>

Tabela 4.4.- Resultados médios dos parâmetros analisados nos ensaios III e IV.

Parâmetros	Valores obtidos - Ensaio III - PET			Valores obtidos - Ensaio IV -PET		
	Entrada	Interior	Saída	Entrada	Interior	Saída
pH		6,6 ± 0,02			6,8 ± 0,47	
OD(mg/L)		6,4 ± 3,36			3,4 ± 2,30	
T (°C)		31,7 ± 2,53			25,1 ± 3,03	
DQO <sub>T</sub> (mg/L)	379 ± 181,37		100 ± 48,88	517 ± 206,68		288 ± 156,40
DQO <sub>F</sub> (mg/L)	163 ± 29,26		90 ± 12,86	351 ± 122,30		160 ± 90,79
DBO <sub>T</sub> (mg/L)	134 ± 37,17		19 ± 5,51	278 ± 145,16		135 ± 130,70
DBO <sub>F</sub> (mg/L)	63 ± 16,74		14 ± 2,08	189 ± 110,10		73 ± 66,61
COT(mg/L)	71,3 ± 18,16		39,7 ± 15,65	—		—
SS (mg/L)	1658 ± 2026,55		182 ± 404,52	208 ± 170,82		100 ± 86,54
SSed. (ml/L)-Decantador	0,12 ± 0,12		0,03 ± 0,05	5,8 ± 12,44		3,4 ± 11,43
PN aderida (mg/g)		0,0207 ± 0,01			0,1009 ± 0,08	
PN suspensa (mg/L)		48,5 ± 20,26			82,2 ± 40,52	
PS aderido (mg/g)		0,1493 ± 0,02			0,8839 ± 0,39	
PS suspenso (mg/L)		33,4 ± 14,30			62,1 ± 39,58	
PS/PN aderido		10,1 ± 6,87			14,5 ± 12,61	
PS/PN suspenso		0,9 ± 0,75			0,81 ± 0,38	
Y(mgPNsusp/mgDQOcons)		0,45 ± 0,29			0,62 ± 0,68	
bs (d <sup>-1</sup> )		182,7 ± 404,52			118 ± 76,04	
NO <sub>2</sub> (mg/L)	0,20 ± 0,03		1,00 ± 0,06	0,08 ± 0,05		2,21 ± 1,87
NO <sub>3</sub> (mg/L)	0,03 ± 0,04		0,52 ± 0,62	1,41 ± 0,07		1,15 ± 0,06
NH <sub>4</sub> (mg/L)	10,81 ± 0,11		1,00 ± 0,26	8,35 ± 5,63		3,7 ± 3,48
Fósforo (mg/L)	1,15 ± 0,99		1,95 ± 0,91	1,42 ± 1,41		0,77 ± 0,95
Coliformes Fecais (NMP/100ml)	10 <sup>5</sup> ± 10 <sup>1</sup>		10 <sup>5</sup> ± 10 <sup>2</sup>	10 <sup>5</sup> ± 10 <sup>1</sup>		10 <sup>4</sup> ± 10 <sup>1</sup>
Coliformes Totais (NMP/100ml)	10 <sup>6</sup> ± 10 <sup>1</sup>		10 <sup>5</sup> ± 10 <sup>1</sup>	10 <sup>6</sup> ± 10 <sup>1</sup>		10 <sup>5</sup> ± 10 <sup>2</sup>

Os valores médios da DQO<sub>T</sub> na saída foram da ordem de 100 mg/L nos ensaios II e III, e a DQO<sub>F</sub> esteve entre 90 e 160 mg/L nos quatro ensaios. Os valores da DBO<sub>T</sub> e DBO<sub>F</sub> na saída também foram baixos (entre 14 e 160 mg/L) nos ensaios. Em relação aos SS, os efluentes apresentaram concentrações médias entre 100 e 200 mg/L.

A relação PS/PN aderida foi sempre maior que PS/PN suspenso, evidenciando uma boa adesão de biofilme aos materiais suporte estudados. Em relação a produção de lodo (Y), o ensaio I com PVC foi o que apresentou os menores valores, assim como para o coeficiente específico de desprendimento (bs).

As eficiências médias para remoção de sólidos sedimentáveis foram de 78%, 75% e 74% nos ensaios II, III e IV, não sendo possível constatar-se esse parâmetro no ensaio I.



Os resultados obtidos para os coliformes totais e fecais na entrada do reator e na saída (neste caso, do decantador), mostram que houve uma redução média de 1 unidade log para coliformes totais e fecais em todos os ensaios, ressaltando-se que houve remoção de 3 unidades log em alguns dias.

#### 4.4.1. pH, Temperatura e Oxigênio Dissolvido

As figuras 4.5a. e 4.5b. apresentam o comportamento do pH, oxigênio dissolvido e temperatura dentro do reator para cada ensaio.

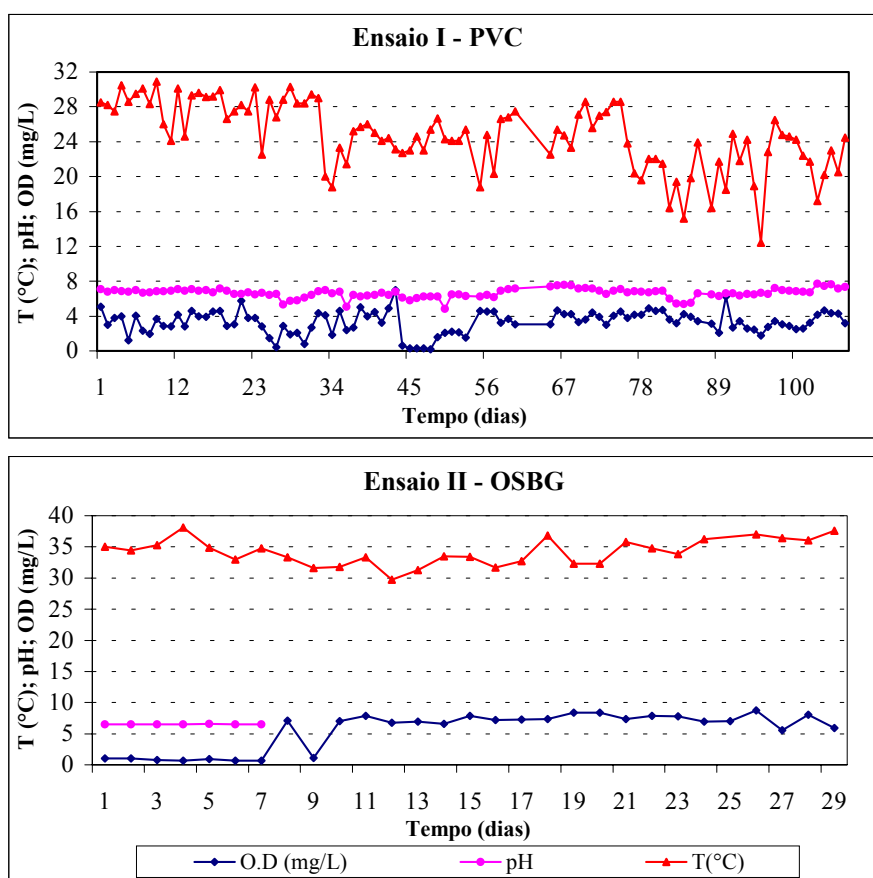


Figura 4.5a. – Comportamento dos parâmetros físico-químicos nos ensaios I e II.

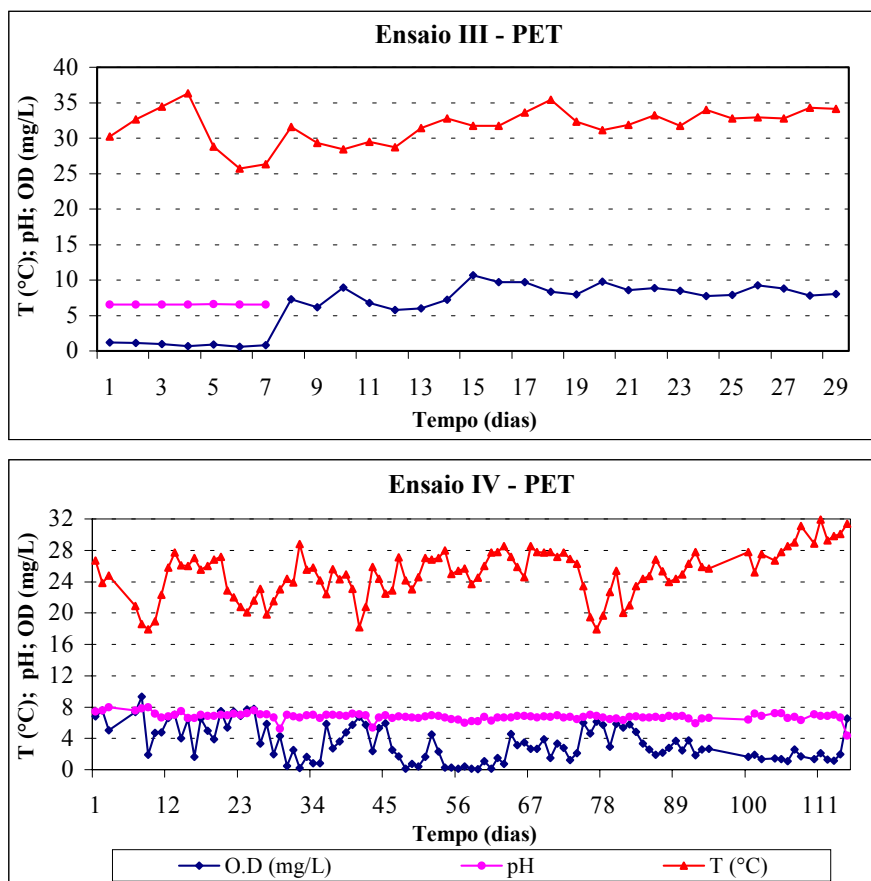


Figura 4.5b.-Comportamento dos parâmetros físico-químicos nos ensaios III e IV.

O controle do pH, OD e temperatura são extremamente importantes para o bom funcionamento do tratamento aeróbio de efluentes com biomassa fixa. A atividade microbiana, presente no sistema, está diretamente relacionada às condições do meio que a sustentam.

No ensaio I o pH variou de 4,84 a 7,68, a temperatura oscilou entre 12,4 e 30,9 °C e o OD variou de 0,18 a 6,95 mg/L. No ensaio II, o pH variou de 6,53 a 6,58, a temperatura oscilou entre 29,7 a 38,1 °C e OD de 0,65 a 8,74 mg/L. No ensaio III o pH variou de 6,50 a 6,60, a temperatura oscilou entre 25,7 a 36,3 °C e OD de 0,6 a 10,7 mg/L e no ensaio IV o pH variou de 4,36 a 7,97, a temperatura oscilou entre 17,9 a 31,9 °C e OD de 0,05 a 9,32 mg/L.

A concentração de OD no ensaio I manteve-se em torno de 3,0 mg/L, com pequenos períodos de oscilações. Nos ensaios II e III, conforme figuras 4.5a. e 4.5b., a concentração de oxigênio dissolvido foi baixa ( $\approx 1$ mg/L) durante a primeira semana, se estabilizando em torno de 8 mg/L nos dias subseqüentes. Ainda nestes ensaios, a temperatura manteve-se bastante alta, provavelmente, devido ao calor excessivo do meio externo, comum no período de realização desses ensaios (21/11 a 19/12).

Em alguns períodos do ensaio IV, o OD atingiu concentrações muito baixas (próximas a zero), sendo esse fato associado ao período de estratificação no reator, onde houve grande proliferação de organismos filamentosos. Nos tempos, T=15d, T=28d à 34d e T=48d à 65d, a estratificação do meio foi muito intensa, sendo necessário executar algumas medidas de controle da espessura do biofilme, como a diminuição da vazão de recirculação, de forma a provocar maior atrito entre as partículas. No tempo igual a 29 dias (T=29d) a baixa concentração de oxigênio, além da estratificação do meio, também esteve associada a problemas no sistema de distribuição de ar do reator, apresentando neste período um registro na queda de pressão do rotâmetro (P= 2,0 bar) . Com isso, houve um refluxo do líquido a ser tratado, afogando os canais de distribuição de ar (mangueiras, rotâmetro de ar), ficando o reator em anaerobiose por aproximadamente 1 dia. Em condições normais, o rotâmetro registrava entre 4,0 a 5,0 bar.

#### **4.4.2. Demanda Química de Oxigênio**

As Figuras 4.6a. e 4.6b. apresentam o comportamento da  $DQO_{total}$  e  $DQO_{filtrada}$ , para o afluente e o efluente dos respectivos ensaios.

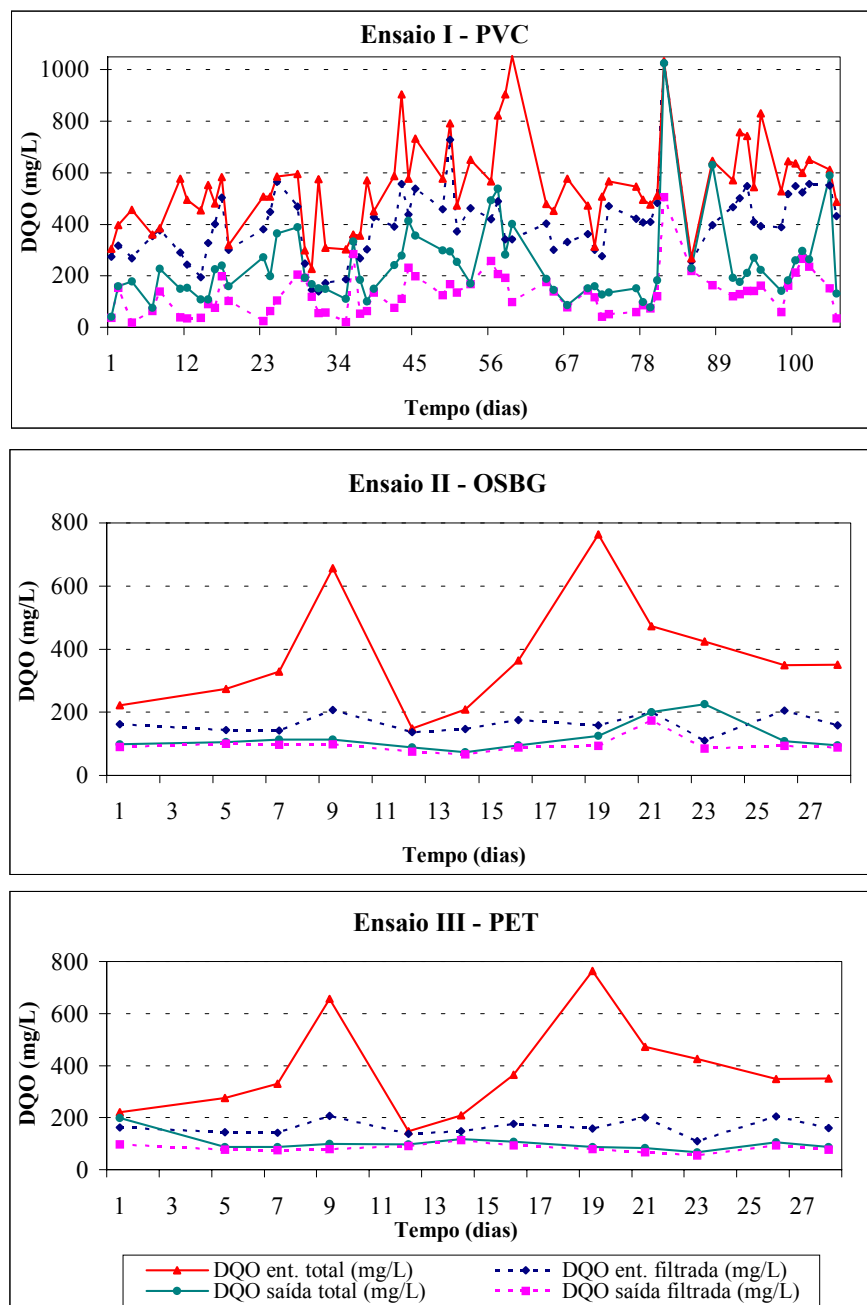


Figura 4.6a. - Comportamento da  $DQO_{total}$  (mg/L) e  $DQO_{filtrada}$  (mg/L), nos ensaios I, II e III.

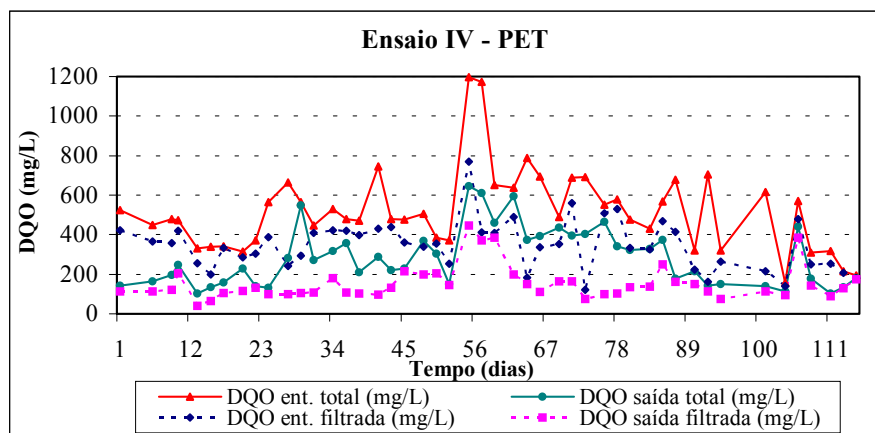


Figura 4.6b. - Comportamento da  $DQO_{total}$  (mg/L) e  $DQO_{filtrada}$  (mg/L), no ensaio IV.

Verifica-se através das figuras 4.6a.e 4.6b. que em todos os ensaios houve variações diárias na concentração da DQO afluente. A tabela 4.5. apresenta as eficiências obtidas em termos da remoção carbonácea (DQO) nos quatro ensaios, calculada de acordo com o item 3.6.1. deste estudo.

Tabela 4.5.- Eficiências médias na remoção carbonácea

Ensaio	Material Suporte	COV aplicada (kgDQO/m <sup>3</sup> .dia)	Eficiência (%)	
			Total	Filtrada
I	PVC	19	61	78
II	OSBG <sup>®</sup>	21	65	80
III	PET	13	71	73
IV	PET	29	46	71

TAVARES (1992), estudando o tratamento de efluentes sintéticos através do reator de leito fluidizado trifásico, com diferentes materiais poliméricos: a quitina, o poliestireno e o OSBG<sup>®</sup>, obteve como resultados eficiências de remoção de DQO solúvel entre 55 a 83%, sendo os maiores valores obtidos com o suporte OSBG<sup>®</sup>.

BERGAMASCO et al. (1996) trabalharam com reator de leito fluidizado trifásico e material suporte PVC utilizando efluente sintético com DQO média de 380 mg/l. O

processo atingiu eficiência superior a 80% de remoção de DQO solúvel, para um tempo de retenção hidráulica de 40 minutos.

WOLFF (1997) verificou a tratabilidade de um efluente têxtil através de um reator de leito fluidizado trifásico aeróbio utilizando como material suporte o OSBG<sup>®</sup>, obtendo eficiências médias de DQO total entre 20 a 90%;

HEIN DE CAMPOS (2001), verificou a utilização de reator de leito fluidizado trifásico aeróbio em sistemas de tratamento combinado de águas residuárias. Foram utilizados como materiais suporte o poliestireno e o PVC, obtendo como resultados, 36% e 78% em termos de eficiência na remoção de DQO filtrada.

SOUZA et al. (2002) analisaram o desempenho de reator de leito fluidizado trifásico para tratamento aeróbio de efluente de indústria de laticínios, com elevada carga orgânica, utilizando o PVC como suporte. As eficiências encontradas foram de 67,6% e 45,2% analisadas em termos de sua biomassa viável.

Diante dessas citações, é possível fazermos uma comparação com os resultados encontrados neste estudo. Inicialmente com o material suporte PVC (Ensaio I), onde obteve-se uma eficiência média de remoção carbonácea de 78% para uma COV aplicada de 19 kgDQO/m<sup>3</sup>.d, TDH de 42 minutos, se aproximando aos resultados mencionados por BERGAMASCO et al. (1996), HEIN DE CAMPOS (2001) e SOUZA et al. (2002).

Com o ensaio II utilizando o material suporte OSBG<sup>®</sup>, obteve-se uma eficiência média de remoção de 80% com COV aplicada de 21 KgDQO/m<sup>3</sup>.d, TRH de 25 minutos, assemelhando-se aos resultados mencionados por TAVARES (1992) e WOLFF (1997).

Para o ensaio III e IV, com a utilização do PET, obteve-se uma eficiência média de 73% e 71% com COV aplicada de 13 KgDQO/m<sup>3</sup>.d e 29 kgDQO/m<sup>3</sup>.d e TRH de 42 minutos e 25 minutos, respectivamente.

O desempenho do processo de tratamento biológico, avaliada em termos da eficiência de remoção do sistema, é apresentada em forma de carta de controle (*Programa Statistic 6.0/98*), instrumento utilizado em outros estudos como BERGAMASCO (1996) e SOUZA et al, (2002), para o controle estatístico do processo, conforme mostram as figuras 4.7. a 4.10.

A carta de controle apresenta uma linha central que representa o percentual médio de um dado parâmetro, obtido após o processo ter entrado em regime permanente. Nesta carta apresentam-se também 2 linhas horizontais que representam o limite superior e inferior de controle. Estes limites são apresentados em termos de intervalos em torno do valor médio, com amplitude de  $3\sigma$ , ou seja, um grau de confiabilidade de 99,7%. A curva composta pelos pontos de operação, quando contida dentro do intervalo, representa os dias de estabilidade do processo (BERGAMASCO, 1996).

Nos quatro ensaios, as cartas de controle (Figuras 4.7. a 4.10.) foram elaboradas com o objetivo de mostrar a confiabilidade dos resultados e comprovar a estabilidade do processo de tratamento.

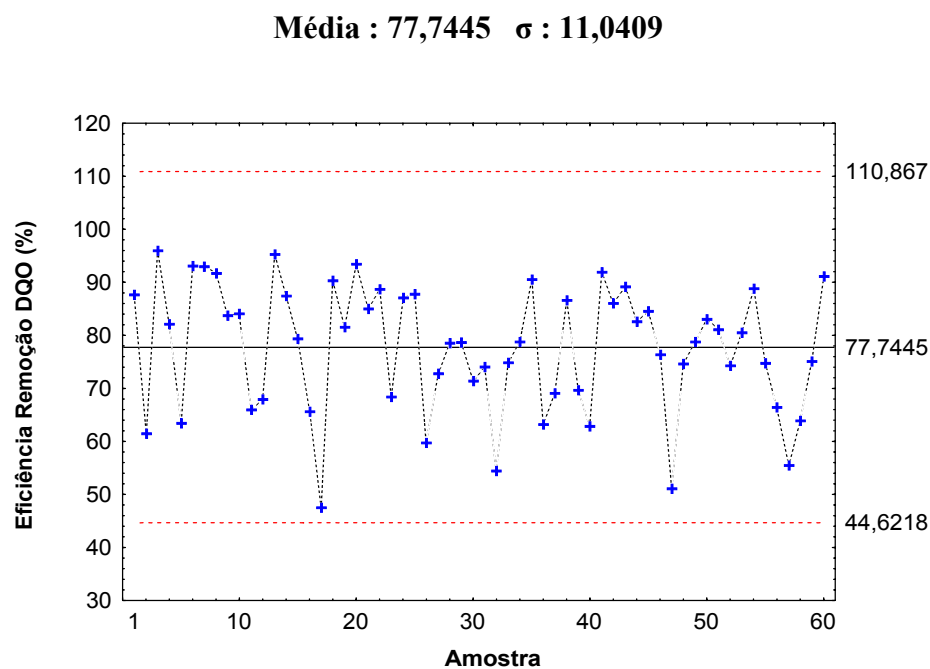


Figura 4.7.– Evolução da eficiência de remoção DQO (%) do sistema no ensaio I.

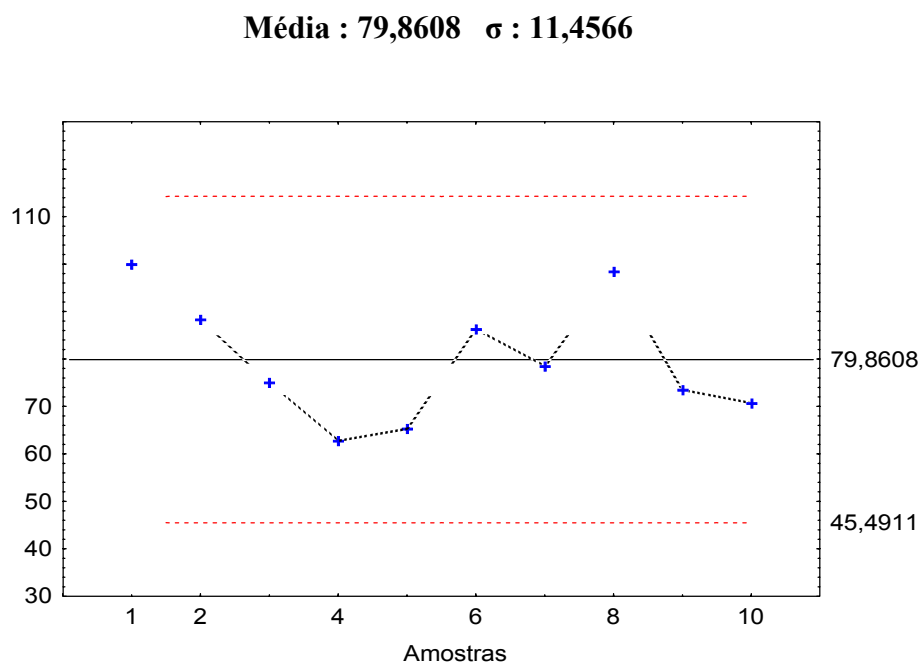


Figura 4.8.– Evolução da eficiência de remoção DQO (%) do sistema no ensaio II.

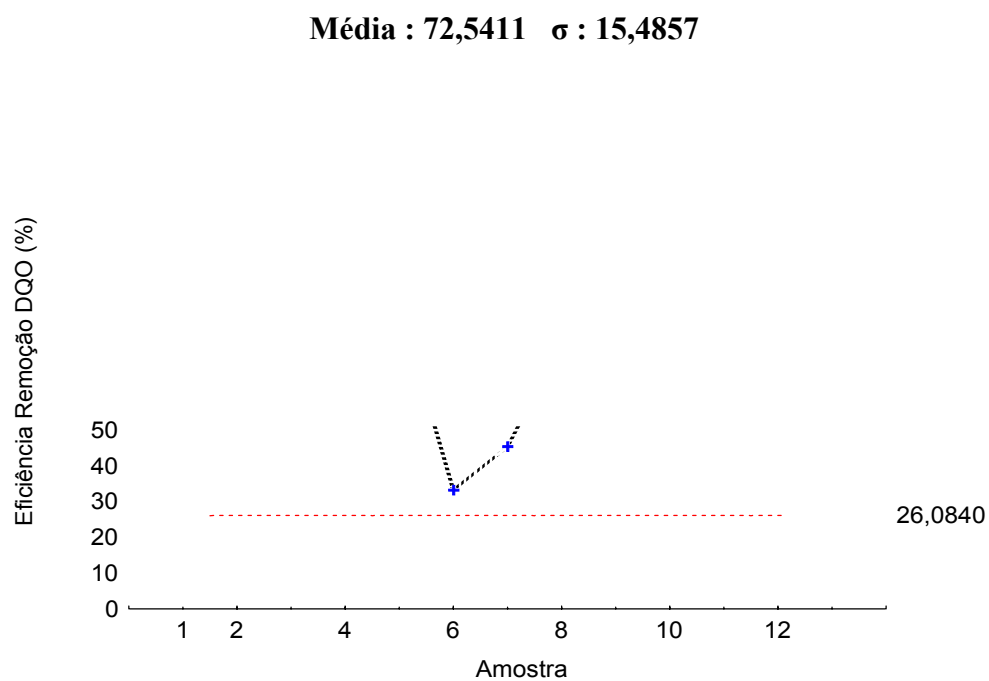


Figura 4.9.– Evolução da eficiência de remoção DQO (%) do sistema no ensaio III.



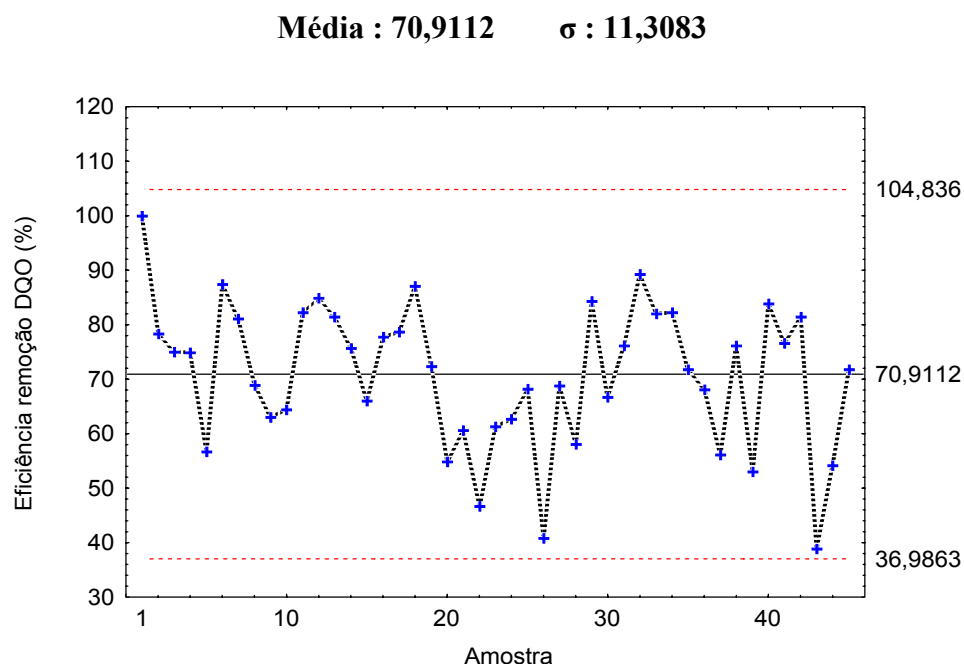


Figura 4.10.- Evolução da eficiência de remoção DQO (%) do sistema no ensaio IV.

Verifica-se através das cartas de controle, que em todos os ensaios o processo de tratamento apresentou-se bastante estável. Observou-se nas figuras 4.7. a 4.10., a ausência de pontos fora do intervalo, o que significa um sistema operando em condições de regime permanente, sem consideráveis problemas operacionais ou erros experimentais nas análises.

No ensaio II, utilizando OSBG<sup>®</sup> como material suporte, a eficiência média do sistema foi levemente superior aos demais ensaios, independente do reduzido tempo de ensaio (29 dias).

A análise destes resultados permite observar que o processo de tratamento biológico em reatores de leito fluidizado, que utilizam partículas poliméricas para o crescimento microbiano, apresenta-se como uma boa alternativa aos processos convencionais, com eficiências de remoção de DQO no sistema que variaram de 71 % a 80%.

#### 4.4.3. Carbono Orgânico Total

A figura 4.11. mostra a evolução de Carbono Orgânico Total (COT) para os ensaios I, II e III. No primeiro mês do ensaio I não houve análises de COT e no ensaio IV houve a interrupção das análises, pelo equipamento apresentar problemas de funcionamento, não havendo estimativa de retorno antes da finalização deste estudo.

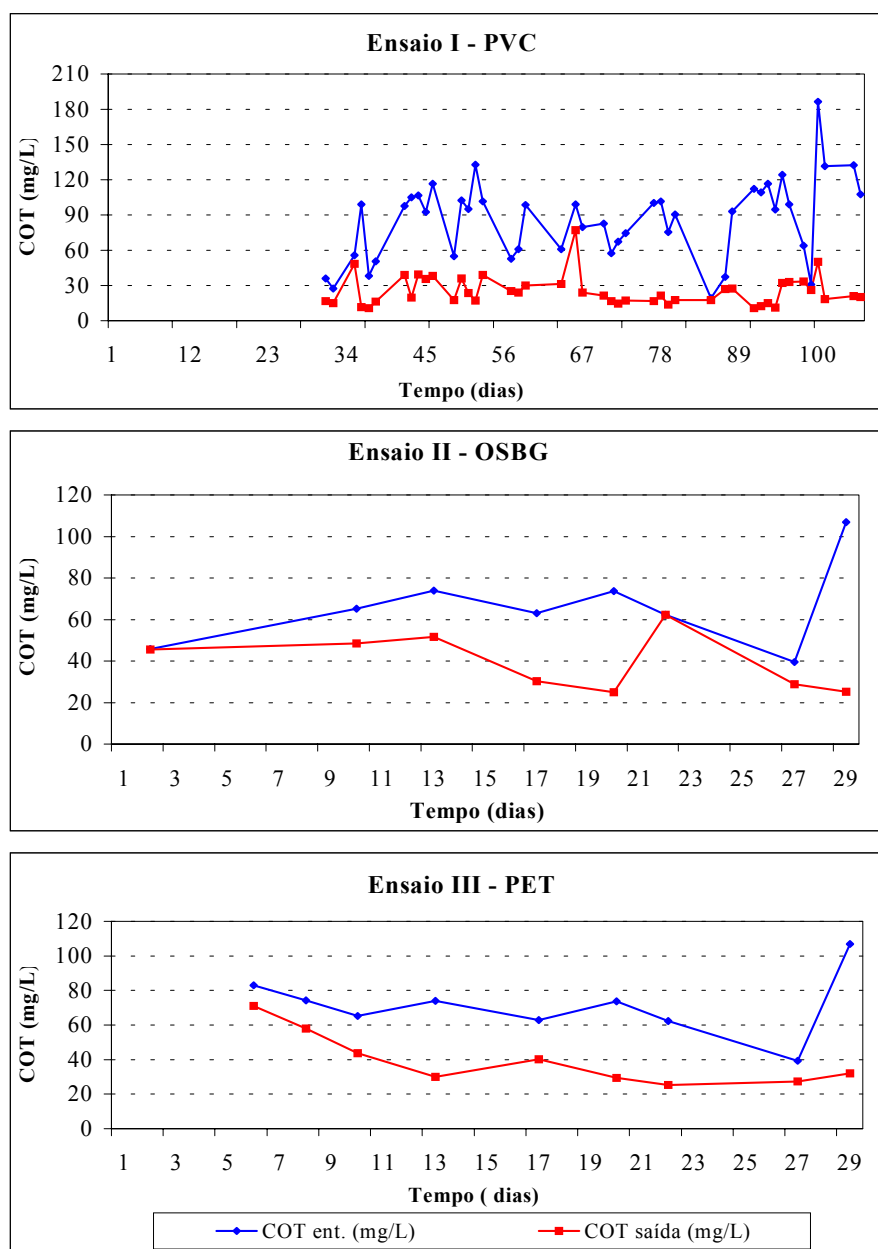


Figura 4.11. – Evolução do COT (mg/L) nos ensaios I, II e III.

As eficiências médias para COT foram de 67%, 35% e 43% para os ensaios I, II e III. Para o ensaio I, a eficiência máxima foi de 90% (90º dia). Para o ensaio II e III as eficiências máximas foram de 76% e 70%, respectivamente, obtidas no final dos estudos (29º dia).

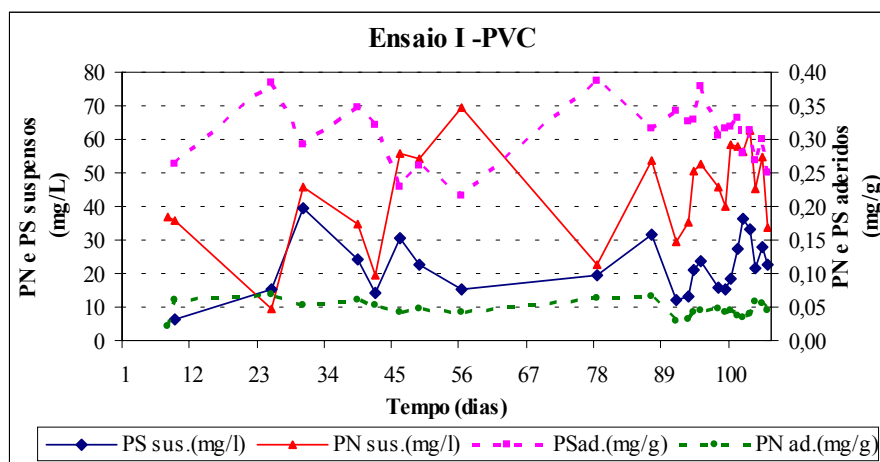
As eficiências médias de remoção em termos de  $\text{DBO}_5$  filtrada para os ensaios I, II, III e IV foram de 81%, 74%, 90% e 74% respectivamente, aproximando-se (exceto ensaio III) das eficiências obtidas para a DQO filtrada .

As cartas de controle para COT (ensaios I, II e III) e  $\text{DBO}_5$  (ensaio IV) estão apresentadas no anexo IV. A ausência das cartas controle para a  $\text{DBO}_5$  nos ensaios I, II e III dá-se por não haver um número considerável desta análise nestes ensaios.

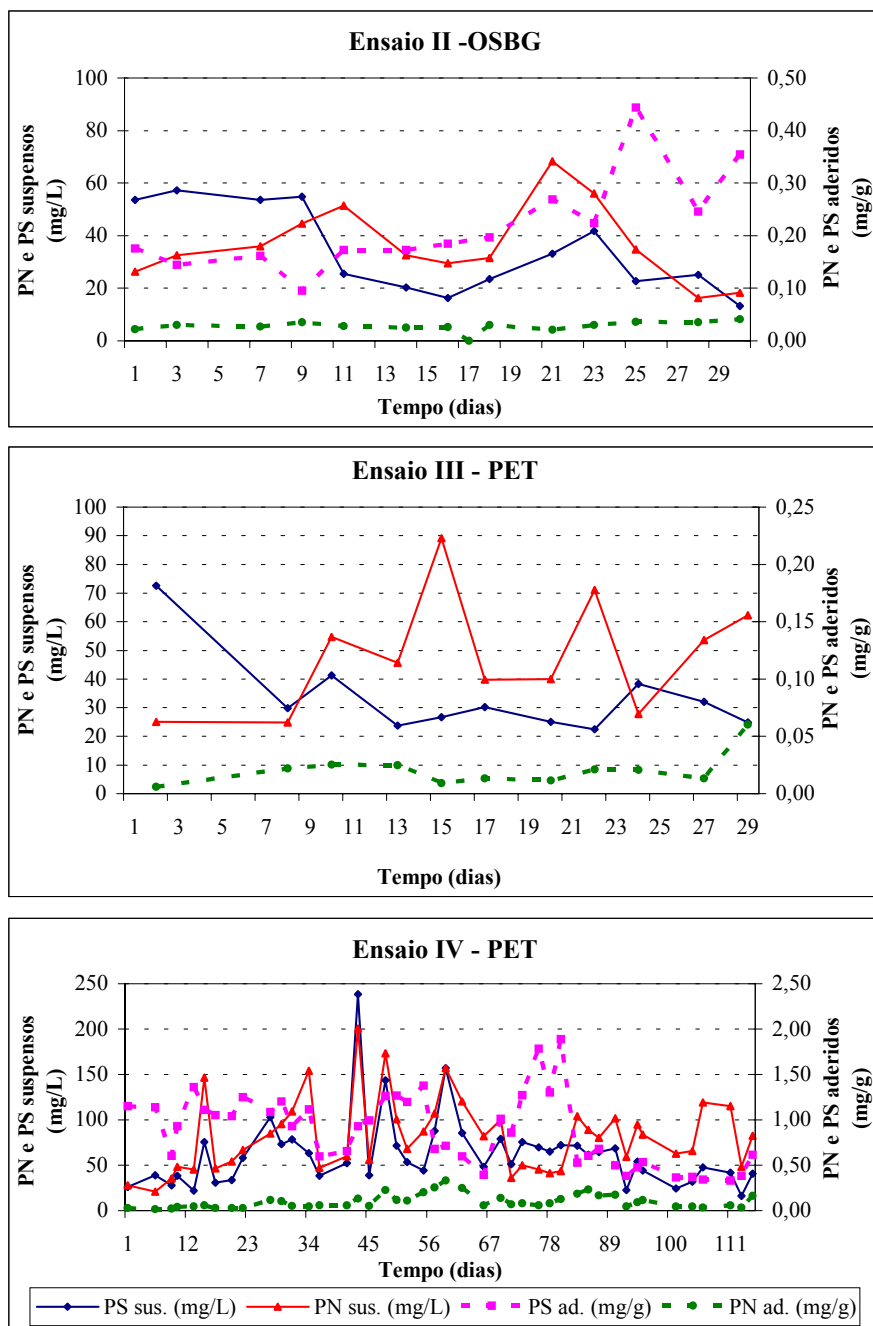
#### 4.5. ESTUDO DO BIOFILME

Segundo SHERVE et al. (1991) citado por BERGAMASCO (1996), o desenvolvimento do biofilme está diretamente relacionado ao tipo de suporte empregado, indicando que as interações dos microrganismos pelo suporte ocorrem por diferentes mecanismos, dependendo de como o suporte se apresenta no sistema.

As evoluções dos teores de polissacarídeos e proteínas aderidas ao material suporte e suspensas no líquido, ao longo dos ensaios, são apresentados nas figuras 4.12a. e 4.12b.



Figuras 4.12a. – Evolução dos polissacarídeos suspensos (mg/L) e aderidos (mg/g) e proteínas suspensas (mg/L) e aderidas (mg/g) no ensaio I.



Figuras 4.12b. – Evolução dos polissacarídeos suspensos (mg/L) e aderidos (mg/g) e proteínas suspensas (mg/L) e aderidas (mg/g) nos ensaios II, III e IV.

Verifica-se nas figuras 4.12a. e 4.12b., uma grande concentração de polissacarídeos aderidos ao suporte em todos os ensaios, reforçando a suposição de forte adesão microbiana à superfície do suporte.

Segundo BERGAMASCO (1996) as oscilações (picos) acentuadas nos gráficos que se distanciam do comportamento da curva durante um ensaio são esperadas, por tratar-se de um processo biológico, onde vários fatores tais como OD, pH, temperatura, limpeza do reator, paradas eventuais, condições hidráulicas do escoamento do líquido, distribuição do gás no leito podem estar influenciando no crescimento e desenvolvimento do biofilme.

Para CAMPOS & PEREIRA (1999), a contínua alimentação de substrato possibilita que ocorra constante renovação dos produtos celulares e um maior número de microrganismos tendendo o biofilme a um crescimento até que o mesmo alcance o “equilíbrio dinâmico aparente”. Este equilíbrio, é muito difícil de ser encontrado, pois depende das condições operacionais do reator e da composição da água residuária.

A importância do teor de polissacarídeos no processo de adesão do biofilme pode ser também avaliada através da relação PS/PN ilustrada nas figuras 4.13a. e 4.13b., que apresentam sua evolução ao longo do tempo.

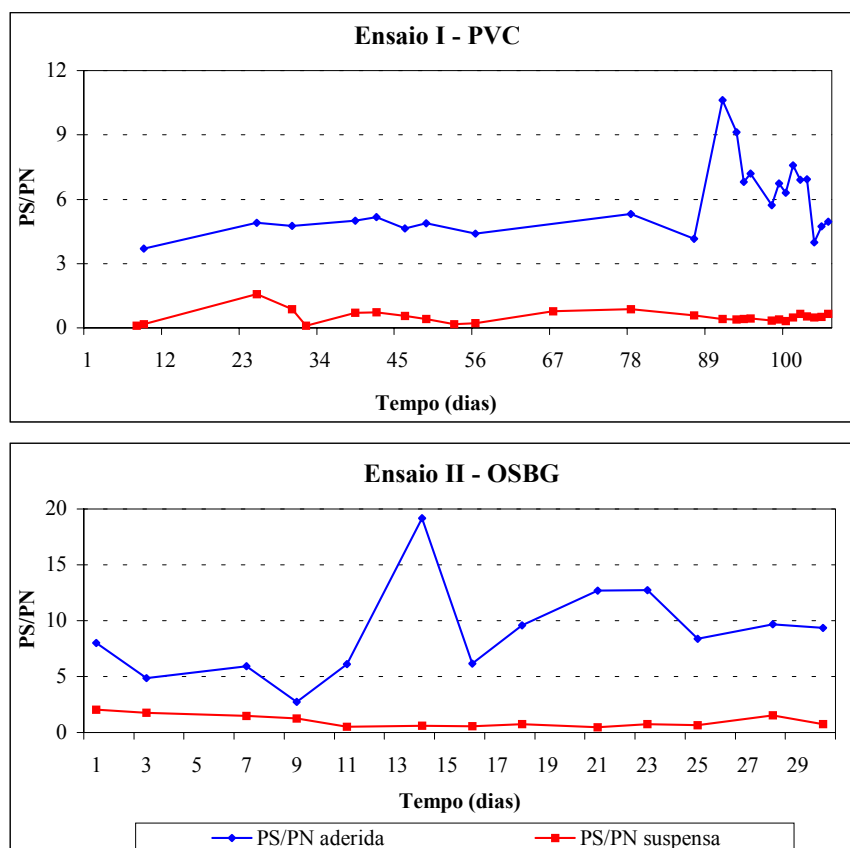


Figura 4.13a. – Evolução da relação PS/PN aderidos e suspensos ao longo dos ensaios I e II.

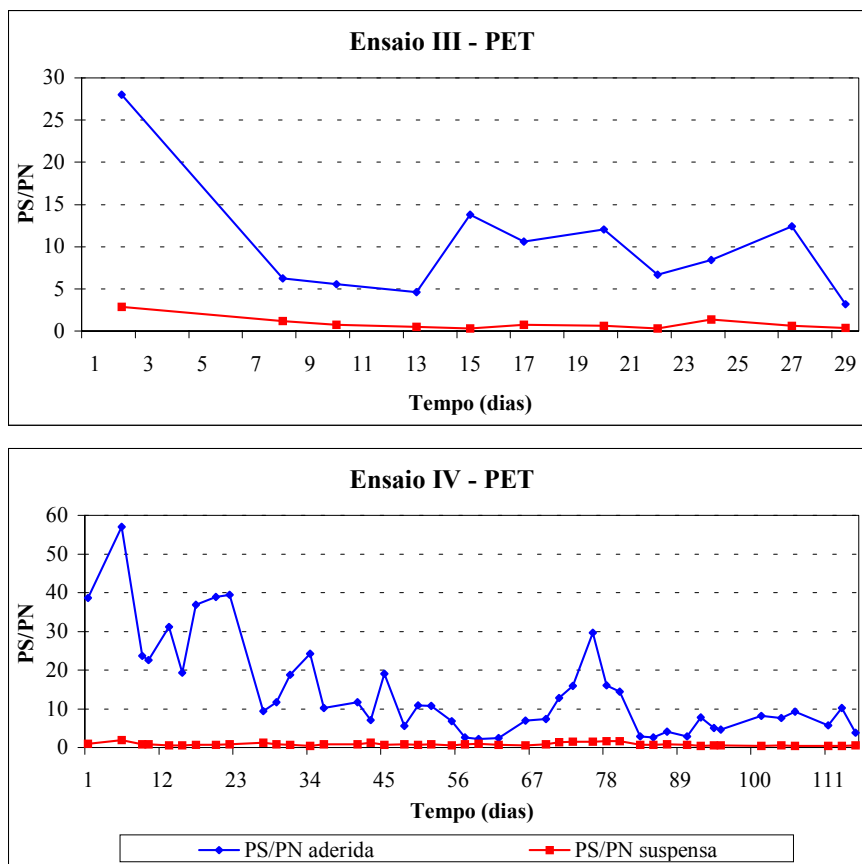


Figura 4.13b. – Evolução da relação PS/PN aderidos e suspensos ao longo dos ensaios III e IV.

Observa-se nas figuras 4.13a. e 4.13b. que a relação PS/PN aderida foi sempre maior que a relação PS/PN suspensa, mostrando-se em média 12, 9, 11 e 18 vezes maiores nos ensaios I, II, III e IV respectivamente, favorecendo um biofilme mais coeso ao meio suporte, indicando conseqüentemente, uma melhor retenção da biomassa aderida, uma vez que os polissacarídeos desempenham função essencial na adesão microbiana.

Normalmente a relação PS/PN do biofilme apresenta-se maior no início do processo, ou seja, quando o biofilme ainda está em fase de implantação, o que evidencia a importância dos polissacarídeos no fenômeno da adesão microbiana (TAVARES, 1992). Em seu estudo, a relação PS/PN do biofilme foi cerca de duas vezes maior que da biomassa em suspensão e DORAN e BAYLEY (1986) citados por TAVARES (1992), mostraram que a relação PS/PN do biofilme era de 2 a 4 vezes maior que da biomassa em suspensão.

WOLFF (1997), verificou em cinco ensaios distintos uma relação PS/PN no biofilme entre 5 e 15 vezes maior que em relação a PS/PN em suspensão. HEIN DE CAMPOS (2001), obteve em dois ensaios, uma relação PS/PN do biofilme cerca de 6 e 13 vezes maior do que PS/PN em suspensão.

Comparando as referências citadas neste estudo, verificou-se uma relação PS/PN aderida elevada no ensaio IV (18 x) em função de uma presença expressiva de polissacarídeos aderidos ao suporte conforme mostram as tabelas 4.3. e 4.4.

A colonização do suporte pela biomassa é, de uma maneira geral, relacionada com o coeficiente específico de desprendimento,  $bs$  ( $\text{dia}^{-1}$ ). Biofilmes espessos, ou seja, suportes fortemente colonizados, podem permitir o arraste das partículas do interior do reator, como consequência da diminuição da densidade da biopartícula. Desse modo, valores muito altos de  $bs$  reduziriam a colonização e os problemas de arraste de biopartículas, porém, poderiam levar a um outro problema: baixa taxa volumétrica de remoção de matéria orgânica. (RITTMANN, 1982; TRINET et al., 1991 ambos citados por TAVARES, 1992). O coeficiente específico de desprendimento ( $bs$ ) foi determinado de acordo com item 3.6.3 deste estudo, e as figuras 4.14a. e 4.14b. apresentam os resultados obtidos durante os ensaios.

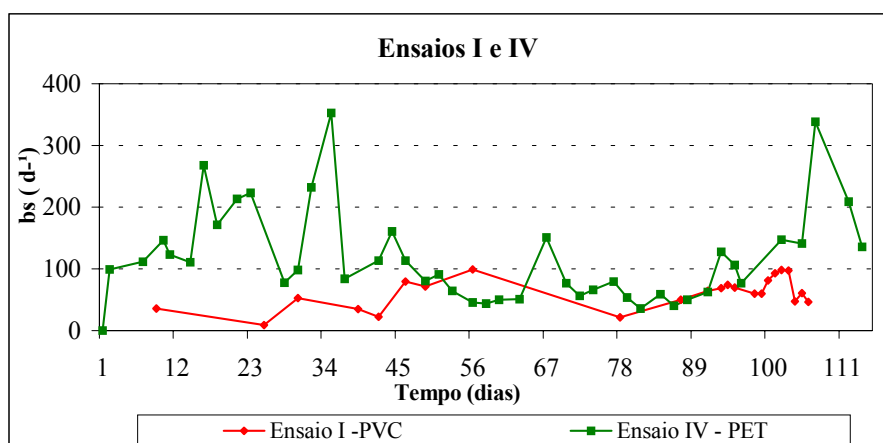


Figura 4.14a. – Comportamento do Coeficiente Específico de Desprendimento- $bs$  ( $\text{d}^{-1}$ ) ao longo dos ensaios I e IV.

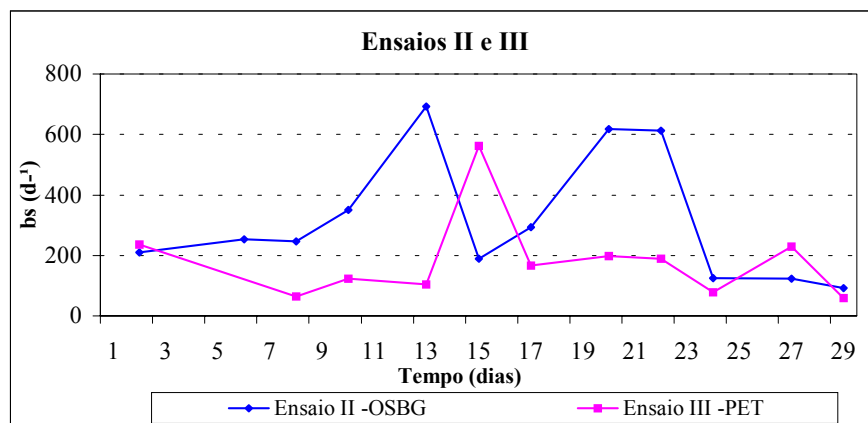


Figura 4.14b. – Comportamento do Coeficiente Específico de Desprendimento-  
bs (d<sup>-1</sup>) ao longo dos ensaios II e III.

TAVARES (1992) mostra que a obtenção de biofilmes mais densos, ou seja, menos sujeitos a problemas de arraste, da-se quando o coeficiente específico de desprendimento é tanto maior quanto menor o teor de polissacarídeos aderidos ao suporte. No reator N° 1, onde foram realizados os ensaios I e III, os coeficientes específicos de desprendimento foram de 60 d<sup>-1</sup> e 183 d<sup>-1</sup> para concentrações de polissacarídeos de 73,9 mg/L e 26,9 mg/L respectivamente. No reator N° 2, onde foram realizados os ensaios II e IV, os coeficientes específicos de desprendimento foram de 311 d<sup>-1</sup> e 118 d<sup>-1</sup> para concentrações de polissacarídeos de 61,2 mg/L e 159,1 mg/L respectivamente.

Os resultados obtidos para o coeficiente específico de desprendimento (bs) neste estudo, podem ser comparados a outras pesquisas conforme apresenta a tabela 4.6.



Tabela 4.6.- Valores de  $bs$  ( $d^{-1}$ ) obtidos por alguns autores

Autor	Efluente	Material suporte	$bs$ ( $d^{-1}$ )
COSTA (1989)	Sintético	Esferas de vidro	0,5 a 938
TAVARES (1992)	Sintético	Poliestireno	0,5
	Sintético	OSBG <sup>®</sup>	1,4
DISTLER (1995)	Doméstico	Poliestireno	9,0
BERGAMASCO (1996)	Sintético de indústrias de laticínios	PVC	6,1 e 8,5
		PVC + ácido	8,8
		PVC + DOP + ácido	1,1 a 1,9
		Poliestireno + ácido	34,2
WOLFF (1997)	Efluente têxtil	OSBG <sup>®</sup>	0,42 a 2,55
HEIN DE CAMPOS (2001)	Doméstico	Poliestireno	42,0
		PVC	26,0

No geral este estudo obteve para os diferentes ensaios, um  $bs$  variando de  $8,7 d^{-1}$  a  $692,9 d^{-1}$ .

COSTA (1989) sob diferentes condições operacionais (velocidade do ar, velocidade do líquido, carga orgânica e biofilme), obteve um  $bs$  variando de  $0,5 d^{-1}$  a  $938 d^{-1}$  no tratamento de efluentes sintéticos.

O desprendimento do biofilme é consequência das forças de cisalhamento e atrito aplicadas no biofilme, estando sujeito a inúmeras variáveis, incluindo: hidrodinâmica do reator, morfologia do biofilme e características do efluente e do suporte, cujas relações ainda não estão bem definidas (COSTA, 1989; TAVARES, 1992).

Neste estudo, com a elevada concentração de proteínas suspensa e o elevado  $bs$ , pode-se concluir que houve uma intensa renovação do biofilme, que se manteve fino e coeso ao suporte (PS aderido elevado) e com grande atividade microbiana refletida na eficiência da remoção carbonácea.

O desempenho do processo biológico pode ser também avaliado em termos da produção específica de lodo ( $Y$ ), determinada pela quantidade de biomassa em suspensão e pelo substrato consumido, calculado de acordo com item 3.6.2. deste estudo. As figuras 4.15a. e 4.15b. apresentam a produção específica de lodo ao longo dos quatro ensaios.

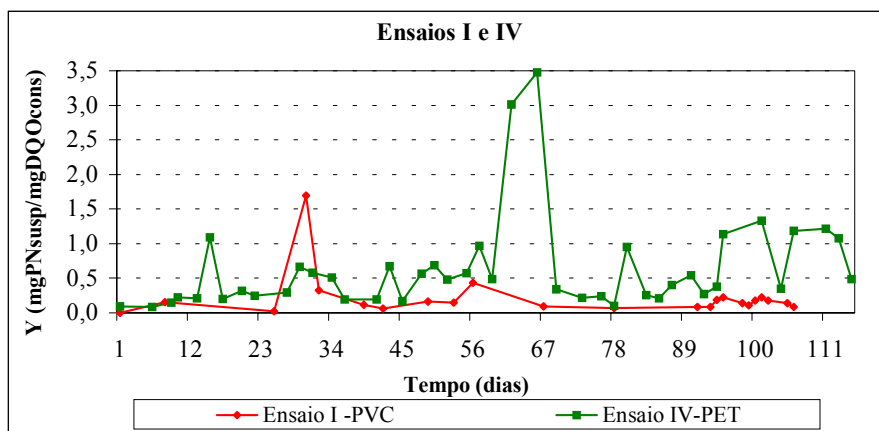


Figura 4.15a.- Produção específica de lodo (mgPNsusp/mgDQOcons.) ao longo dos ensaios I e IV.

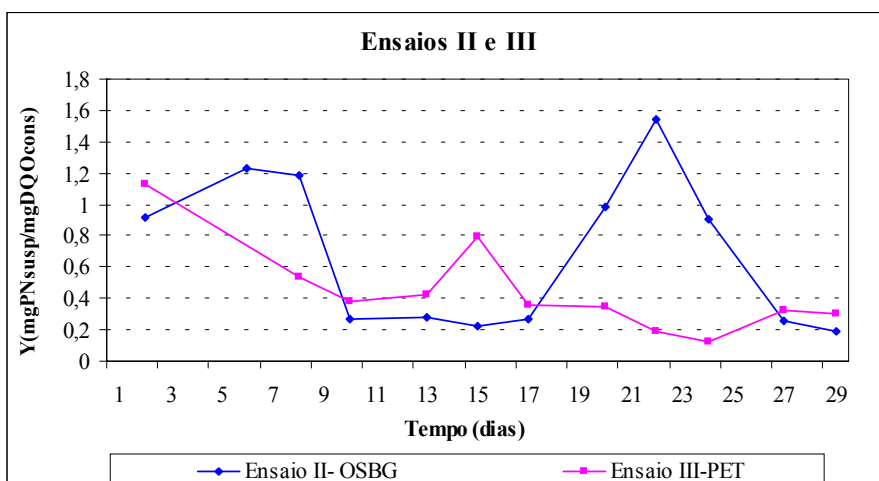


Figura 4.15b.- Produção específica de lodo (mgPNsusp/mgDQOcons.) ao longo dos ensaios II e III.

A produção específica média de lodo ( $Y$ ), de acordo com os resultados apresentados nas tabelas 4.3. e 4.4., foi de 0,2, 0,69, 0,45 e 0,62 mgPNsusp/mgDQOcons para os ensaios I, II, III e IV, respectivamente.

A tabela 4.7. apresenta os valores de  $Y$  e da carga orgânica volumétrica aplicada (COVapl.), obtidos em pesquisas utilizando RLFTA.

Tabela 4.7.- Valores de Y obtidos por alguns autores utilizando RLFTA

Autor	COV apl. (Kg/m <sup>3</sup> .dia)	Y
COSTA (1989)	0,9 a 3,5 gC/m <sup>2</sup> .d)	0,3 a 0,6 gC bio/gCrem.
TAVARES (1992)	9	0,4 gST/gDQOrem.
DISTLER (1995)	2,8 a 5,4	0,36 kgMES/kgDQOrem.
BERGAMASCO (1996)	7,35	0,049 a 0,150 kgPN/kgDQOrem.
WOLFF (1997)	29 a 74	0,21 a 1,02 kgMES/kgDQOrem.
GRANDO-ALVES (2000)	27	0,03 mgPN/mgDQOrem.
HEIN DE CAMPOS (2001)	17	0,19 mgPN/mgDQOrem.

Segundo HEIN DE CAMPOS (2001) os reatores de leito fluidizados trifásicos aeróbios apresentam uma produção de lodo cerca de duas vezes menor, se comparados com os biofiltros, mesmo operando com maiores cargas volumétricas aplicadas.

Conforme tabela 4.7., verifica-se que os valores obtidos para a produção específica de lodo neste estudo são comparáveis aos mencionados nesta pesquisa.

Uma produção de lodo elevada pode indicar maior desprendimento de biofilme e, conseqüentemente provocar uma menor eficiência em termos de remoção de DQO (HEIN DE CAMPOS, 2001).

No ensaio II, obteve-se a maior produção de lodo e o maior coeficiente específico de desprendimento, porém obteve-se, uma eficiência média considerável na remoção de matéria orgânica (80%).

Verifica-se que o maior valor da produção específica de lodo obtido no ensaio II pode também está relacionada a grande concentração de sólidos suspensos presente no afluente e a excessiva proliferação de microrganismos fixados ao suporte do tipo *Vorticellas* sp e *Epistylis* sp enquanto que no ensaio IV, a elevada produção de lodo pode está relacionada a presença excessiva de fungos de estrutura filamentosa no material suporte em quase todo o ensaio, aumentando a concentração de sólidos suspensos no reator.

As figuras 4.16.a e 4.16.b apresentam a evolução da concentração de sólidos suspensos no afluente e no efluente tratado, ao longo dos ensaios.

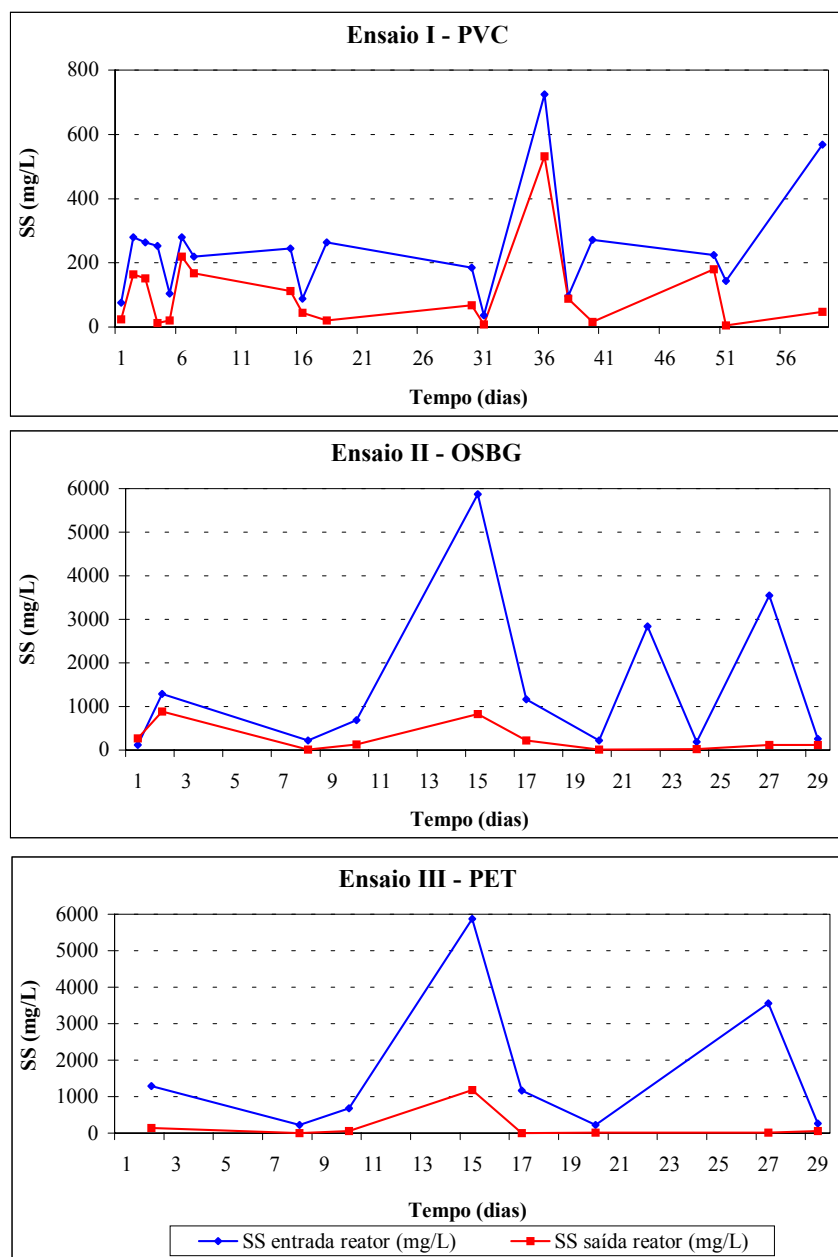


Figura 4.16a. - Evolução da concentração de sólidos suspensos (mg/L) nos ensaios I, II, III.

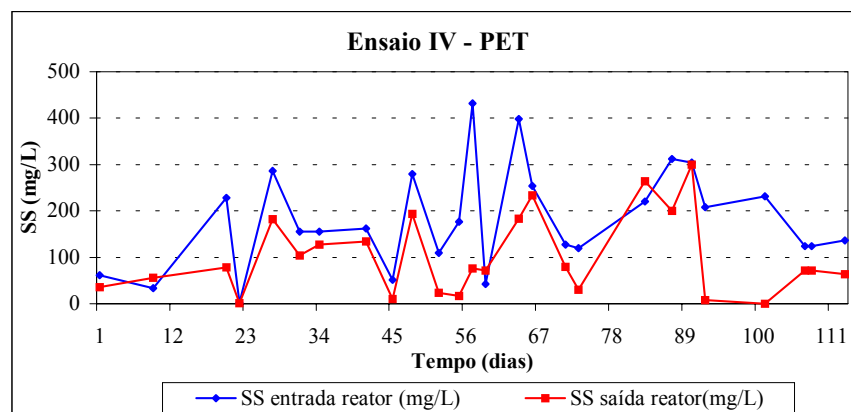


Figura 4.16b. - Evolução da concentração de sólidos suspensos (mg/L) no ensaio IV.

Através das figuras 4.16a. e 4.16b. pode-se perceber que nos ensaios II e III, a concentração de sólidos suspensos na entrada do reator foi muito superior às concentrações afluentes dos demais ensaios (Tabelas 4.3. e 4.4.). Isto foi devido a necessidade de se adicionar, com mais frequência, ao esgoto do restaurante universitário, um outro proveniente de uma estação elevatória monitorada pela CASAN. Ao se acrescentar o volume de  $10 \text{ m}^3$  nos tanques sépticos 1 e 2, o efluente era naturalmente revolvido no seu interior, levantando os sólidos já sedimentados.

As eficiências médias de remoção de sólidos suspensos foram de 56%, 87%, 90% e 52% nos ensaios I, II, III e IV, respectivamente, com eficiências superiores a 90% em muitos dias, em todos os ensaios.

A presença de alta concentração de sólidos suspensos no afluente nos ensaios II e III, resultaram em maiores eficiências de remoção de sólidos suspensos e em altas eficiências na remoção carbonácea nestes ensaios.

Para minimizar as consequências geradas pela grande concentração de sólidos suspensos no reator, foram necessários alguns ajustes das condições operacionais dos reatores como limpezas periódicas nos reatores e decantadores.

Foi realizado paralelamente aos ensaios, um teste de decantabilidade do efluente, testando diferentes tempo de retenção no decantador. A tabela 4.8. apresenta as condições impostas ao decantador e os resultados médios obtidos para uma série de 3 testes .

Tabela 4.8. – Condições operacionais do decantador e resultados dos testes de decantabilidade.

Tempo (horas)	Q (L/h)	SS saída dec. (mg/L)	E (%) (SS)	DQOF saída dec. (mg/L)	E <sub>Global</sub> (%) (DQO)
1,0	40,29	223	17	137	70
1,5	26,86	196	35	106	77
2,5	16,12	148	34	144	69
3,0	13,43	72	58	160	65

Observa-se na tabela 4.8. que o efluente decantado perde cerca de 35% dos sólidos suspensos com 1 ½ hora de decantação e 60% para 3 horas, produzindo um efluente com concentração de sólidos suspensos inferior a 150 mg/L a partir de 2 ½ horas de decantação.

A melhor eficiência global em termos de remoção carbonácea para o ensaio de decantabilidade foi obtida no tempo igual a 1 ½ hora de decantação, onde obteve-se uma E<sub>Global</sub> de 77% para o sistema, produzindo um efluente com concentração de DQO<sub>F</sub> da ordem de 100 mg/L.

#### 4.6. MICROSCOPIA ÓTICA E ELETRÔNICA

Utilizou-se neste estudo um acompanhamento microbiológico com microscópio eletrônico de varredura (MEV) para verificação da estrutura do biofilme e com o microscópio ótico para verificar a morfologia dos microrganismos.

#### 4.6.1. Microscopia Ótica

As Figuras de 4.17. a 4.24. apresentam as observações feitas ao microscópio ótico, efetuadas durante o ensaio I . Analisou-se a fase líquida no interior do reator e os flocos em suspensão, com aumento de 100 vezes.

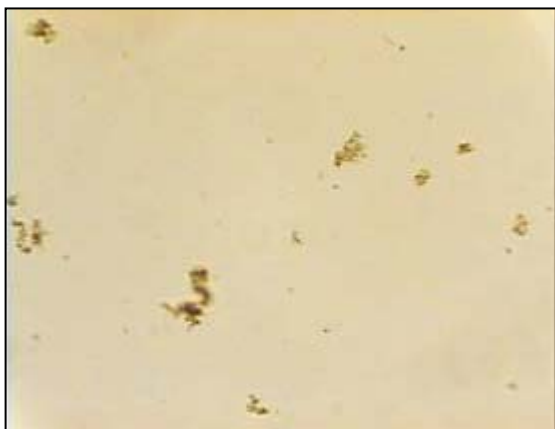


Figura 4.17.- Pequenos flocos (T=7 dias)

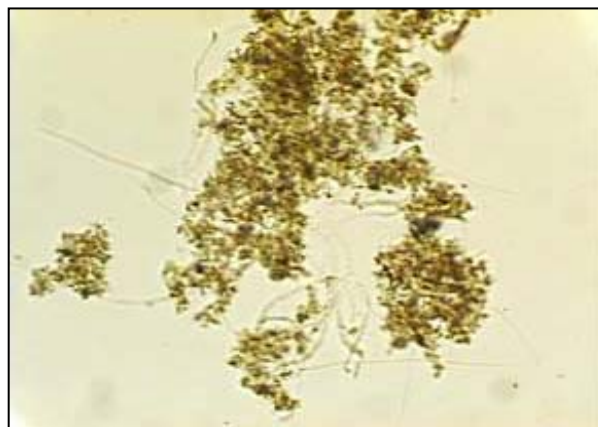


Figura 4.18.- Flocos bem formado (T=21 dias)

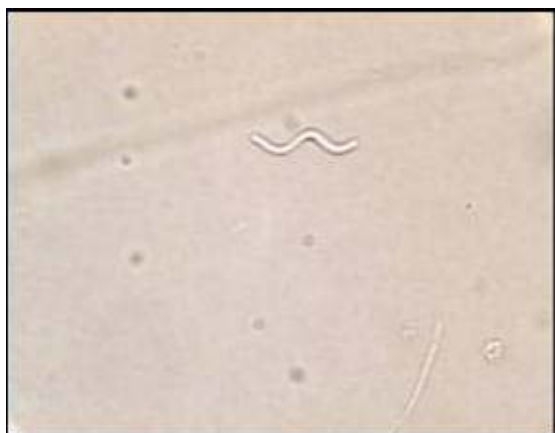


Figura 4.19.- Presença de *Spirillum* no interior do reator (T=21 dias)

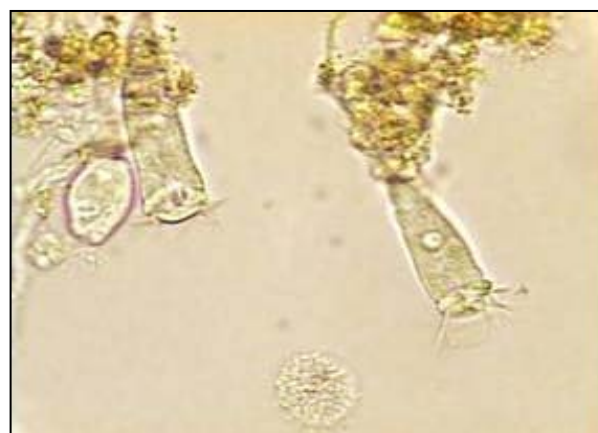


Figura 4.20.- Ciliados Fixos, *Vorticella* sp na superfície do flocos (T=35 dias)

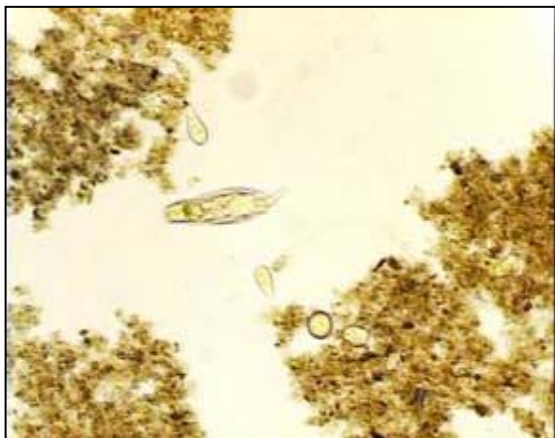


Figura 4.21.- Diversidade de microrganismos em suspensão e nas superfícies dos flocos (T=35 dias)

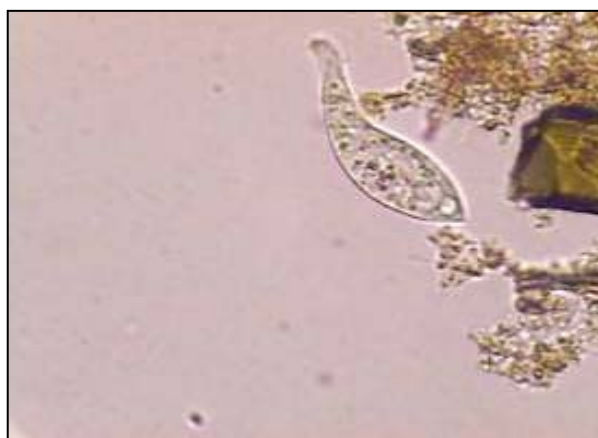


Figura 4.22.- Ciliado livre, *Litonotus* sp na superfície do floco (T=36 dias)

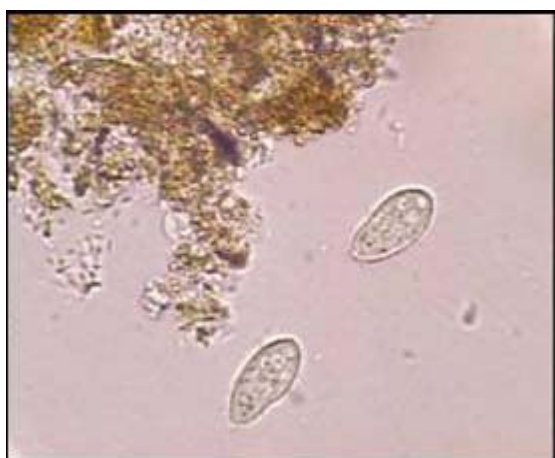


Figura 4.23.- Ciliados livres, *Uronemas* sp em suspensão (T=36 dias)



Figuras 4.24.- Ciliados fixos *Vorticellas* sp e livres *Uronemas* sp (T=36 dias)

Pelas análises microscópicas pode-se observar uma grande diversidade de protozoários, ciliados livres e fixos presentes neste ensaio.

As observações mostram condições muito variadas no decorrer do ensaio. No início do ensaio, houve dificuldade para formação dos flocos (Figura 4.17.), ausência de protozoários e grande presença de bactérias livres em suspensão, acarretando em dificuldades na formação do biofilme.



Após o 20º dia (Figura 4.18.) observou-se a formação de flocos bem formados e a presença de microrganismos de várias espécies e conseqüentemente, a formação do biofilme. A presença de bactérias *Spirillum* (Figura 4.19.) está associado a falta de oxigênio no meio ou a alta concentração de sulfetos no esgoto (JENKINS et al., 1993; EIKELBOOM & BUIJSEN, 1981; CETESB, 1997; HOFFMANN et al., 2001), o que não foi certificado com análises.

Ciliados fixos do tipo *Vorticellas* sp (Figura 4.20.), são espécies relativamente frágeis à introdução de compostos tóxicos e a falta de oxigênio. Sua presença em processos biológicos indica uma correta eficiência de depuração (CANLER et al., 1999)

Ciliados livres do tipo *Litonotus* sp (Figura 4.22.) e metazoários do tipo Rotíferos são também bons indicativos nos processos de tratamentos biológicos, a presença destes últimos indicam situações estáveis do meio, por serem microrganismos sensíveis a mudanças que necessitam de muito tempo para se desenvolverem (EIKELBOOM & BUIJSEN, 1981; JENKINS et al., 1993).

A presença de ciliados livres, do tipo *Uronemas* sp (Figura 4.23.), são indicativos de efluentes com boa aeração, muito encontrados em instalações de tratamento cuja qualidade é de moderado a fraco. Geralmente são os primeiros microrganismos a aparecerem no início de tratamento ou após mudança no processo (BAYRISCHES LANDESAMT, 1999).

O floco tem um papel de agente físico químico na depuração, dada sua natureza essencialmente coloidal, adsorvendo partículas; porém além disso, desempenha papel biológico, assimilando substâncias orgânicas que transformam, parte em energia e parte em novos organismos, através do processo de síntese (LACKEY et al., 1956 citado por BRANCO, 1978)

A presença de protozoários nos flocos, especialmente ciliados como *Vorticellas* sp e *Paramecium* sp, constitui um importante indício de boas condições de tratamento, por serem reguladores do número de bactérias e por contribuírem para a formação do próprio floco, além de contribuírem na remoção carbonácea (BRANCO, 1978)

Pode-se considerar que neste ensaio, existiu uma adequada condição microbiológica para o tratamento biológico, por encontrar-se em todo o ensaio, uma grande diversidade de

microrganismos (Figuras 4.21. e 4.24.) em proporções equilibradas, onde não houve predominância de nenhuma espécie.

As Figuras de 4.25. a 4.32. apresentam as observações feitas ao microscópio ótico, efetuadas durante o ensaio II. Analisou-se a fase líquida no interior do reator, os flocos em suspensão e o material suporte colonizado com o biofilme, com aumento de 100 vezes.



Figura 4.25.- Floco com *Vorticellas* sp  
(T=5 dias)



Figura 4.26.- Diversidade de microrganismos  
(T=16 dias)



Figura 4.27.- Metazoários do tipo Rotíferos  
na superfície do biofilme (T=16 dias)

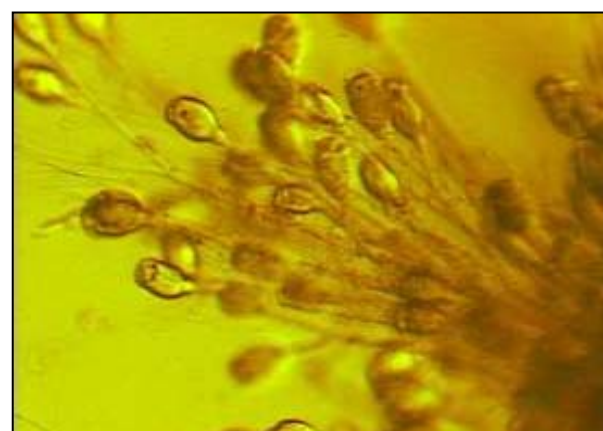


Figura 4.28.- *Vorticellas* sp no biofilme  
(T=23 dias)

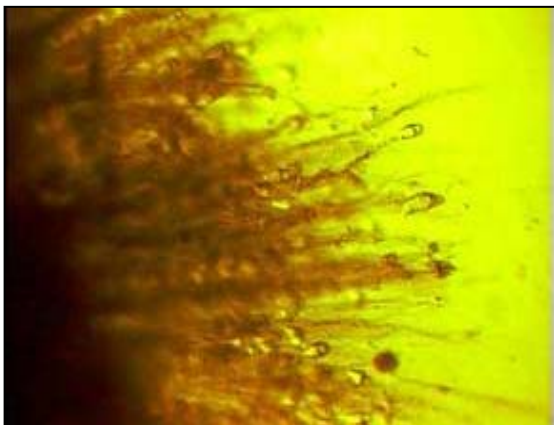


Figura 4.29.- Biofilme desenvolvido (T=23 dias)

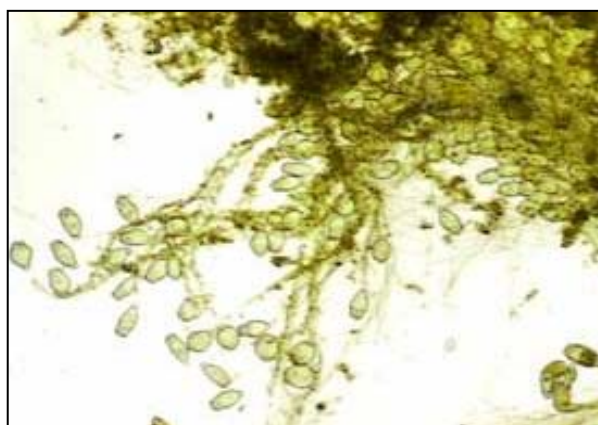


Figura 4.30.- *Epistylis* sp no biofilme (T=23 dias)

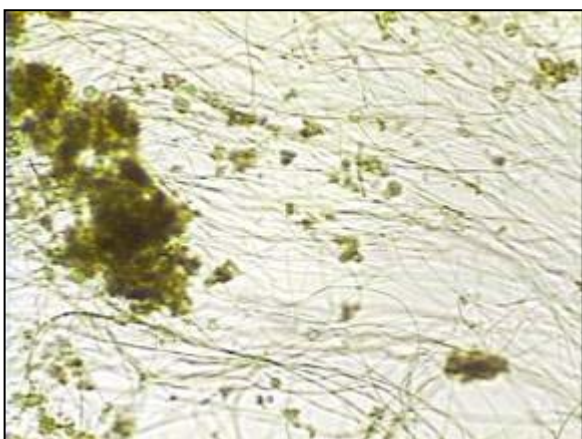


Figura 4.31. – Bactérias filamentosas, *Sphaerotilus natans* em suspensão (T=25 dias)



Figura 4.32. – Rotíferos na superfície do biofilme (T=28 dias)

Pode-se observar já no início deste ensaio, a presença de flocos grandes com *Vorticellas* sp (Figura 4.25.). Isto foi possível porque o reator já estava sendo alimentado antes do início deste ensaio.

As figuras 4.26. a 4.28. apresentam uma diversidade de microrganismos fixos, livres além de bactérias filamentosas em frações correspondentes, representando uma boa estrutura do biofilme.

Nota-se na figura 4.29. um biofilme coeso, com colonização em toda a superfície do material suporte e a presença de grandes colônias de *Epistylis* sp no biofilme (Figura 4.30.).

Sua presença está associada a condições estáveis e aeração permanente. Geralmente são mais resistente a baixas concentrações de OD, altas concentrações de amônia e elevada carga orgânica. São indicadoras de efluente tratado de boa a muito boa qualidade pois possuem boa capacidade depuradora na remoção carbonácea (EIKELBOOM & BUIJSEN, 1981; JENKINS et al., 1993; CETESB, 1997). Especialmente no clima do Brasil, as colônias de *Epistylis* sp podem chegar a um crescimento, capaz de causarem problemas na operação de tratamento (HOFFMANN et al., 2001).

Observou-se no decorrer deste ensaio a presença excessiva de bactérias filamentosas do gênero *Sphaerotilus natans* (Figura 4.31.), indicadoras de altas concentrações das substâncias orgânicas e ao mesmo tempo de falta de oxigênio para degradar o substrato. Esta deficiência de oxigênio pode está associada a altas temperaturas obtidas no reator conforme mostrados na figura 4.5. e na tabela 4.3. A presença excessiva de microrganismos filamentosos pode causar problemas na decantação do lodo.

A presença de Rotíferos (Figura 4.32.) normalmente indicam uma situação estável do sistema, os quais na ausência de oxigênio, morrem (CANLER et al., 1999).

As Figuras de 4.33. a 4.40. apresentam as observações feitas ao microscópio ótico, efetuadas durante o ensaio III. Analisou-se a fase líquida no interior do reator, os flocos em suspensão e o material suporte colonizado com o biofilme, com aumento de 100 vezes.

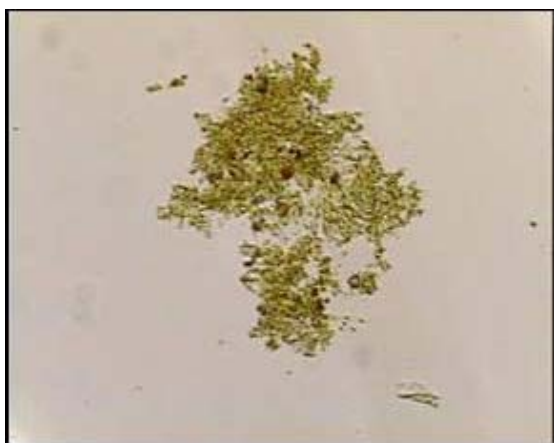


Figura 4.33.- Flocos em suspensão  
(T=7 dias)

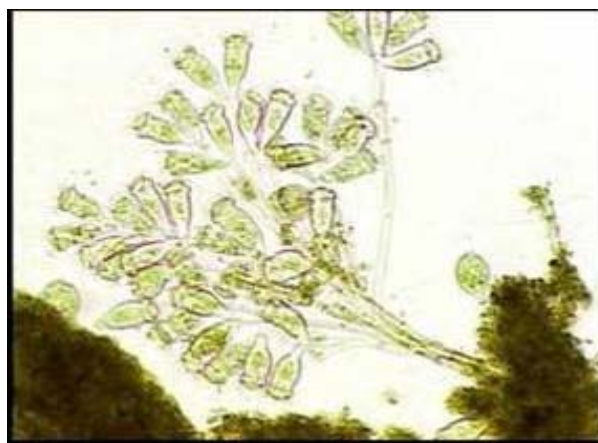


Figura 4.34.- Colônia de *Epistylis* sp  
(T=7 dias)



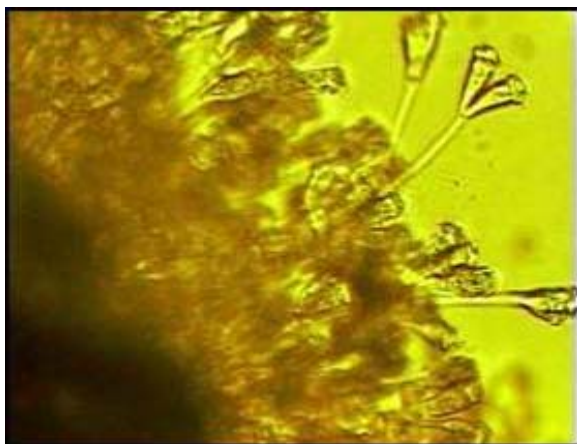


Figura 4.35. – Material suporte totalmente envolto pelo biofilme (T=7 dias)

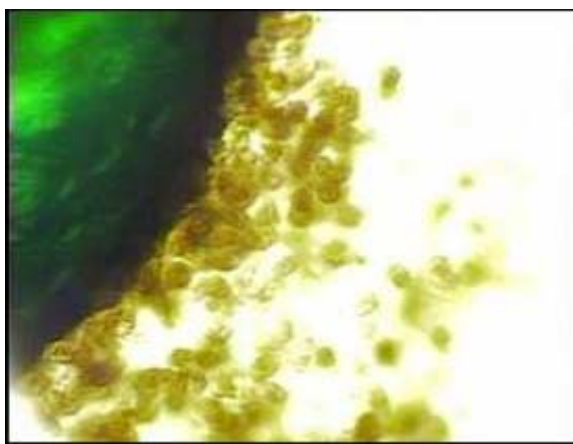


Figura 4.36. – Material suporte PET envolto por biofilme (T=17 dias)

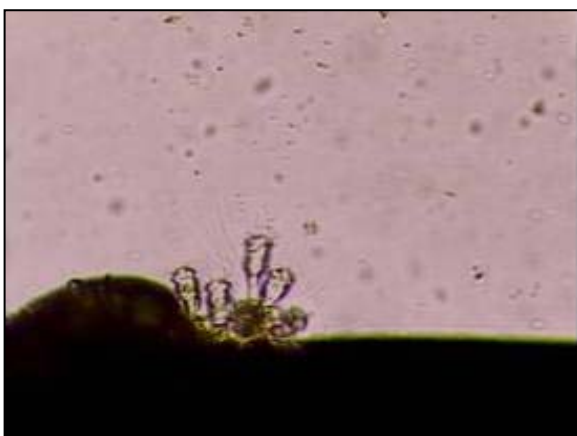


Figura 4.37. – Início da formação do biofilme *Vorticellas* sp (T=21 dias)

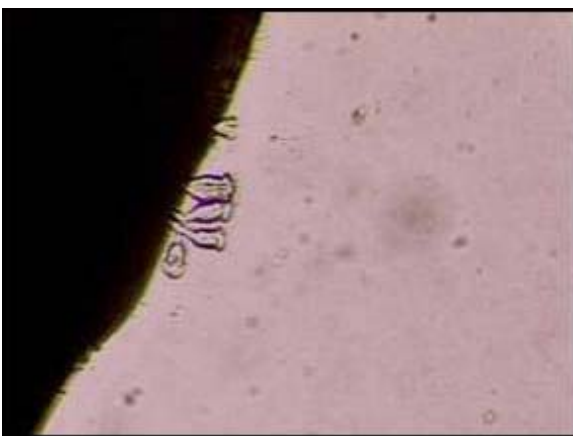


Figura 4.38. – Crescimento do biofilme no material suporte (T=21 dias)

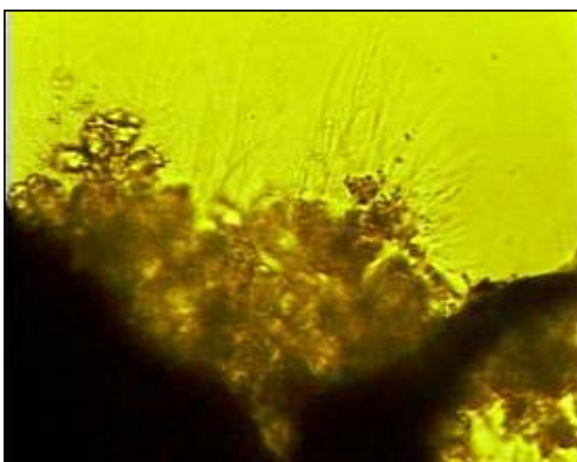


Figura 4.39. – Desenvolvimento do biofilme em superfície porosa (T=29 dias)

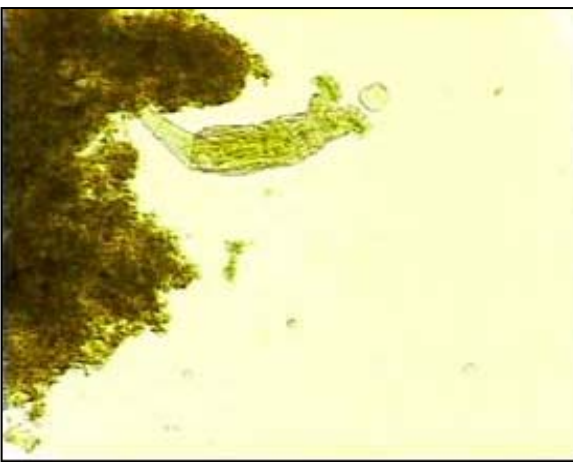


Figura 4.40 - Presença de Rotíferos na superfície do floco (T=29 dias)

Neste ensaio não houve grandes variações no biofilme desenvolvido no material suporte. Iniciou-se com formação de flocos (Figura 4.33.), seguido de poucos flagelados, Rotíferos e bactérias filamentosas. Trata-se de um biofilme mais fino e melhor estruturado.

Conforme o ensaio II, o reator N° 1 também estava sendo alimentado antes do início do ensaio III, o que observou-se já no começo deste experimento, a presença de flocos bem formados (Figura 4.33.), colônias de *Epistylis* sp (Figura 4.34.), e um biofilme bem desenvolvido (Figura 4.35.) formado por grandes colônias de *Vorticellas* sp e *Epistylis* sp fixadas no material suporte. No 17° dia de tratamento, o material suporte (coloração verde) apresentou-se completamente envolto pela biomassa aderida (Figura 4.36.)

Neste ensaio foi possível a realização de um acompanhamento detalhado do crescimento do biofilme no material suporte. Nota-se que o crescimento do biofilme inicia-se nas cavidades apresentadas no material suporte (Figura 4.37.), mostrando desta forma, a importância do tratamento preliminar do material de forma a aumentar a sua superfície porosa, permitindo melhor aderência da biomassa. Seu desenvolvimento acontece em toda a superfície do suporte, iniciando em pequenos pontos (Figura 4.38.) de acordo com as forças de atrito e cisalhamento que lhe são impostas. Após uma semana, observou-se um desenvolvimento da biomassa mais acentuado (Figura 4.39.) nos pontos onde há superfícies mais porosas, menos sujeitas a forças externas.

A presença de Rotíferos (Figura 4.40.) no biofilme e no floco demonstram condições estáveis e aeração permanente durante todo ensaio. São indicadores de efluente tratado de boa a muito boa qualidade e possuem boa capacidade depuradora na remoção carbonácea (METCALF & EDDY, 1991).

As figuras de 4.41. a 4.44. apresentam as observações feitas ao microscópio ótico, efetuadas na fase inicial do ensaio IV. Analisou-se a fase líquida no interior do reator, os flocos em suspensão e o material suporte colonizado com o biofilme, com aumento de 100 vezes.

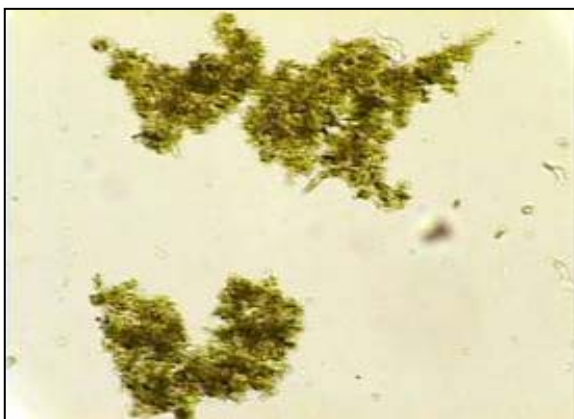


Figura 4.41.- Flocos em suspensão (T=8 dias)

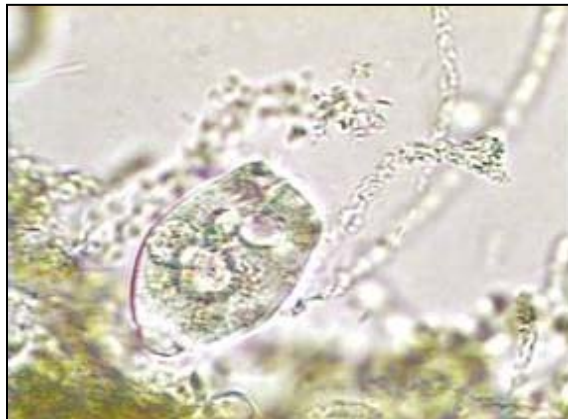
Figura 4.42.-Diversidade de microrganismos (*Vorticellas* sp, *Zooglea* sp) no biofilme (T=8 dias)Figura 4.43. – Colônia de *Epistylis* sp no biofilme (T=13 dias)

Figura 4.44.- Rotíferos nos flocos em suspensão (T=13 dias)

Nota-se no início deste ensaio, a presença de flocos bem formados (Figura 4.41.) e um biofilme já desenvolvido (Figura 4.42.). Isso porque o reator já estava sendo alimentado antes de iniciar-se este experimento.

Pode-se observar a presença de variados microrganismos no biofilme e em suspensão. As *Vorticellas* sp (Figura 4.42.) assim como as Colônias de *Epistylis* sp (Figura 4.43.) e os *Rotíferos* sp (Figura 4.44.) são indicadores de situações estáveis e de boa oxigenação do meio. A *Zooglea* sp (Figura 4.42.) por absorver muita água em sua estrutura, representa em estações de tratamento de esgoto dificuldades na desidratação do lodo. Altas concentrações de *Zooglea* sp são geralmente encontradas em efluentes com deficiência de



fosfato (EIKELBOOM & BUIJSEN, 1981; JENKINS et al., 1993; BAYRISCHES LANDESAMT, 1999).

As figuras 4.45. a 4.52. em microscópio ótico (com aumento de 100 vezes), mostraram que a partir da segunda semana (15º dia) do ensaio IV houve o aparecimento de fungos do tipo filamentosos, no interior do reator. Sua presença foi novamente constatada a partir do dia 7/8 (T=50 dias), período em que se desenvolveu consideravelmente.

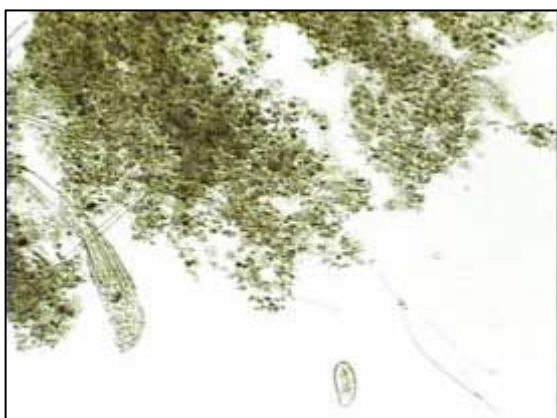


Figura 4.45. – Aparecimento de fungos filamentosos nos flocos suspensos (T=50 dias)



Figura 4.46. – Crescimento dos fungos no interior do reator (T=51 dias)

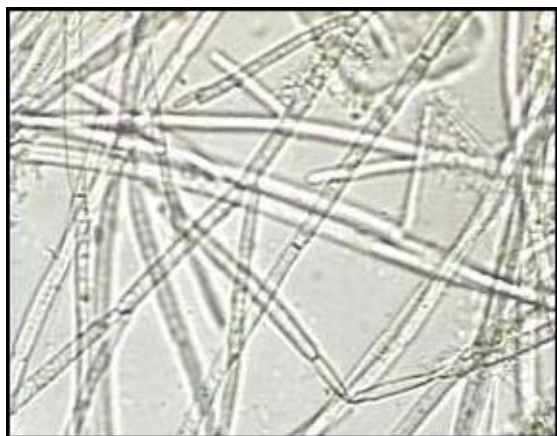


Figura 4.47.-Detalhe da estrutura filamentosa do fungo (T=52 dias)

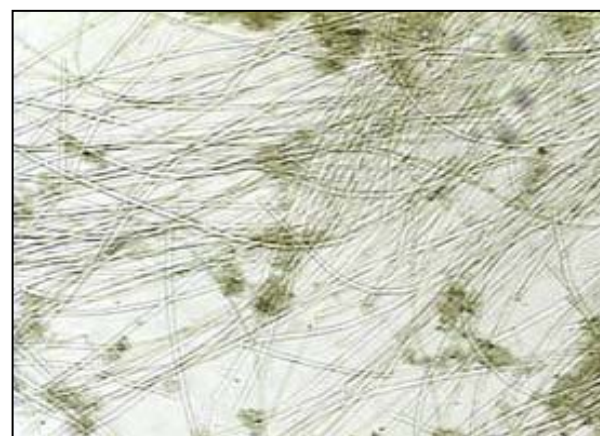


Figura 4.48.-Desenvolvimento dos fungos no biofilme (T=52 dias)





Figura 5.49. – Crescimento dos fungos no biofilme (T=55 dias)

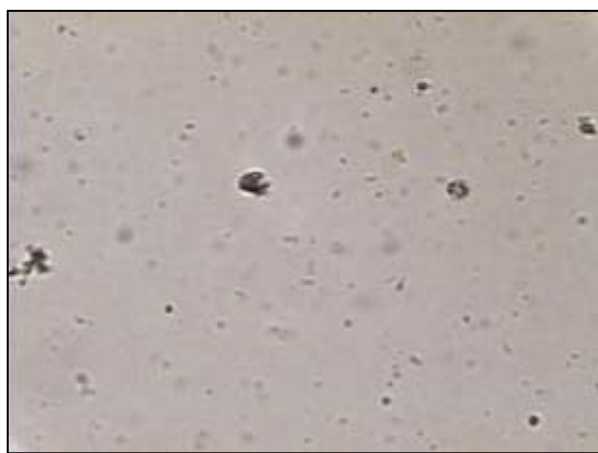


Figura 5.50. – Pequenos flocos suspensos no interior do reator (T=55 dias)



Figura 4.51. – Material suporte envolto pelo biofilme (T=66 dias)

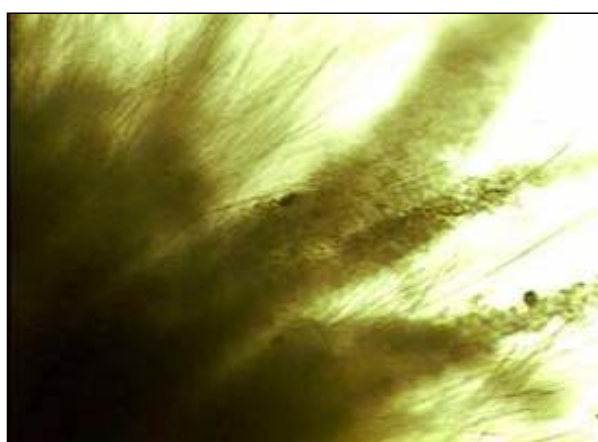


Figura 4.52. – Detalhe do biofilme formado por fungos (T=73 dias)

Normalmente o aparecimento de fungos está associado a baixas condições nutritivas do afluente, falta de oxigênio ou a baixos valores de pH. O uso de cloro ou soluções alcalinas para reter o crescimento dos fungos provaram ser soluções temporárias, já que o crescimento dos fungos reaparece em poucos meses. O mais conveniente nestes casos é identificar os fatores do meio ambiente que influenciam no crescimento do fungo (HENDRICKX et al, 2002)

Neste ensaio, constatou-se neste período valores muito baixos de fósforo no afluente, aproximando-se a zero. Em condições normais, conforme referenciado por JORDÃO & PESSOA (1995) no item 2.2 deste estudo, esta concentração deveria estar entre 5 - 20 mg/L. O mesmo foi verificado para o Nitrogênio Total, que apresentou neste período

uma concentração média no afluente de 14,72 mg/L, abaixo da média de 40 a 50 mg/L, normalmente encontrada em esgotos domésticos (METCALF & EDDY, 1991; JORDÃO & PESSOA, 1995; VON SPERLING, 1996).

Inicialmente o aparecimento dos fungos foi proporcional a presença de outros microrganismos (Figura 4.45.) no interior do reator. Esses microrganismos rapidamente desapareceram, com o desenvolvimento acelerado dos fungos tanto no material em suspensão (Figura 4.46.) como no biofilme (Figura 4.48.).

A presença dos fungos filamentosos neste ensaio teve início no 15º dia, mais sua predominância ocorreu entre o 50º e 89º dia. Foi constatado que no 15º dia houve a interrupção do ar no reator por aproximadamente 12 horas, por apresentar problemas em sua rede de distribuição. No 29º dia houve uma redução da pressão na rede central de distribuição de ar que registrava neste dia  $P = 2,0$  bar, provocando um refluxo do líquido do reator para os canais de distribuição de ar e para seu rotâmetro, ficando o reator em anaerobiose por aproximadamente 18 horas. Em condições normais, esta pressão na rede central está entre 4,0 bar – 5,0 bar.

Nos dias mais acentuados, onde a estratificação do leito era visível, algumas medidas eram cuidadosamente efetuadas como a diminuição da vazão de recirculação do reator, promovendo uma redução de 50% na altura do leito fluidizado. Desta forma, ocorreu um aumento das forças de cisalhamento e atrito entre as partículas, provocando o desprendimento parcial do biofilme no material suporte e a redução da estratificação do leito. Esse processo teve duração de aproximadamente 10 minutos a 2 horas, dependendo do estado de estratificação. Ao final deste processo o reator apresentou-se com muitos sólidos em suspensão, que foram posteriormente retidos no decantador.

Segundo PAINTER (1954) citado por BRANCO (1978) o controle do desenvolvimento dos fungos nos filtros biológicos é, freqüentemente, desejável, a fim de que não haja colmatção, que poderá conduzir ao alagamento do leito. Em instalações de alta capacidade, geralmente, a própria velocidade de escoamento do líquido, através de interstícios nas camadas, é suficiente para remover o excesso de massa biológica formada.

Conforme mostra a figura 4.49., os fungos predominaram exclusivamente no biofilme, enquanto que no meio líquido observou-se neste período pequena formação de flocos, assim como uma presença excessiva de bactérias livres (Figura 4.50.) em suspensão.

Desta forma pode-se considerar que durante esse período o tratamento foi praticamente todo realizado por fungos, o que não afetou a eficiência adquirida neste ensaio, pois os fungos degradam a matéria orgânica, tanto como os demais microrganismos presentes neste estudo, com a diferença que são mais lentos, ou seja, necessitam mais tempo para degradar a matéria orgânica. Normalmente esses microrganismos crescem em ambientes com alta concentração de matéria orgânica degradável e pH baixo (EIKELBOOM & BUIJSEN, 1981; JENKINS et al., 1993) podendo ocorrer especialmente no Brasil, devido ao baixo pH natural de esgoto bruto (HOFFMANN et al., 2001).

As figuras 4.51. e 4.52., apresentam um biofilme espesso e pontiagudo aderido ao material suporte. Essas estruturas filamentosas normalmente são prejudiciais a decantação.

A partir da décima segunda semana de IV ensaio (90° dia) houve um controle no desenvolvimento dos fungos, o que proporcionou o aparecimento de novos microrganismos em suspensão e no biofilme conforme mostram as figuras de 4.53. a 4.58. O desaparecimento dos fungos aconteceu sem estar associado a nenhuma medida realizada no ensaio podendo-se observar somente neste período, um aumento da temperatura ambiente e um pequeno acréscimo na concentração média de fósforo neste momento de 1,40 mg/L para 3,0 mg/L, concordando com os estudos de HENDRICKX et al. (2002).

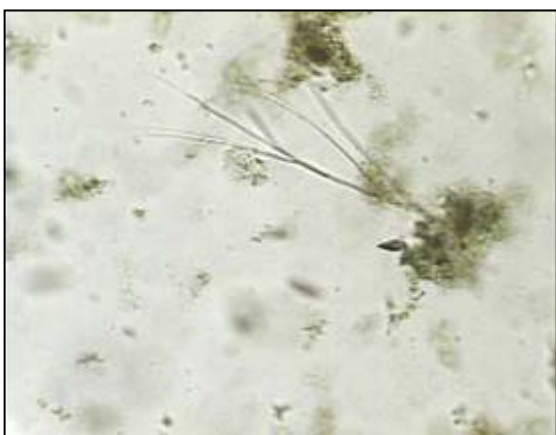


Figura 4.53. – Desprendimento do biofilme e formação de flocos (T=90 dias)



Figura 4.54. – Aparecimento de *Vorticellas* sp no biofilme (T=93 dias)



Figura 4.55.- Aparecimento de *Paramecium* sp no biofilme (T=103 dias)

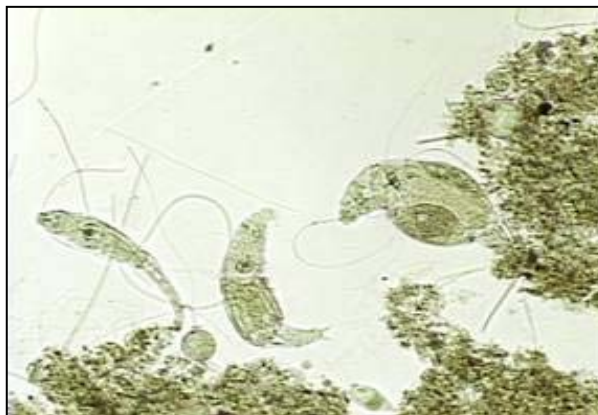


Figura 4.56. – Aparecimento de Rotíferos no biofilme (T=103 dias)



Figuras 4.57. e 4.58. – Resíduos dos fungos em suspensão (desprendimento e morte) (T=103 dias)

Esta fase foi caracterizada por possuir muitos sólidos em suspensão em decorrência do desprendimento do biofilme (Figura 4.53.) e posterior reaparecimento de outros microrganismos no biofilme e nos flocos em suspensão, como *Vorticellas* sp (Figura 4.54.), *Paramecium* sp (Figura 4.55.), e Rotíferos (Figura 4.56.), comuns neste tipo de tratamento. O surgimento destes microrganismos ocorreu de forma gradual e progressiva. Observa-se nas figuras 4.57. e 4.58., os resíduos dos fungos em suspensão que caracterizam seu desprendimento e morte.

Após o desaparecimento total dos fungos, houve a presença de uma diversidade de microrganismos e uma cobertura total da biomassa no material suporte conforme mostram as figuras 4.59. a 4.62. feitas em microscópio ótico com aumento de 100 vezes.



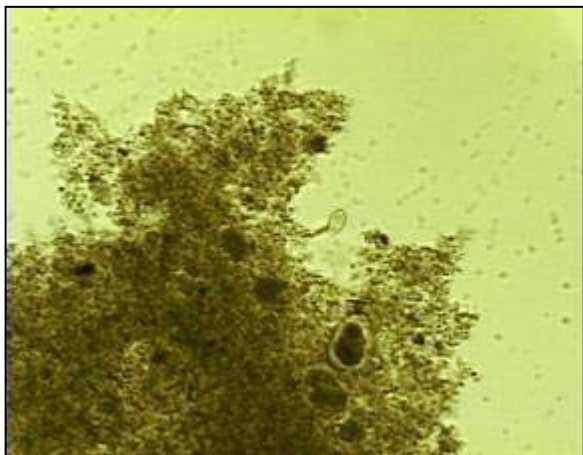


Figura 4.59.-Floco bem formado (T=107 dias)

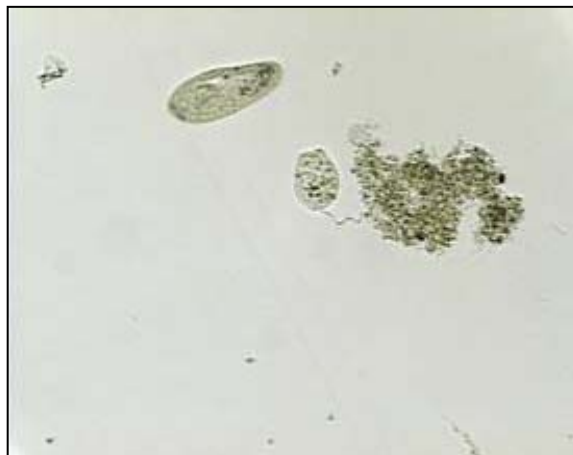
Figura 4.60. – Floco com Ciliados fixos (*Vorticellas* sp) e livres (*Paramecium* sp) (T=110 dias)

Figura 4.61. – Diversidade de microrganismos no biofilme (T=114 dias)

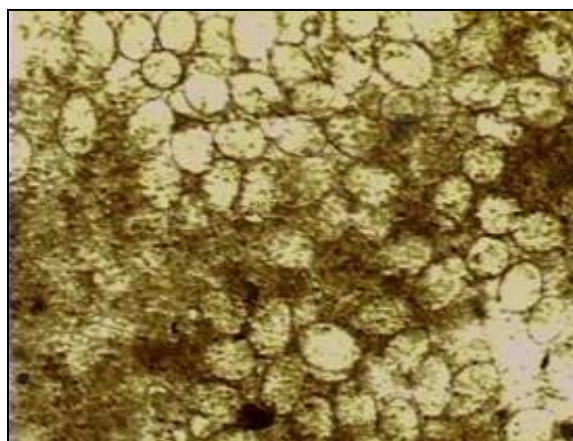


Figura 4.62. – Recobrimento total do material suporte pelo biofilme (T=114 dias)

Esta etapa foi caracterizada pela formação de flocos bem formados (Figura 4.59.) e pela presença de uma diversidade de microrganismos fixos e livres em suspensão (Figura 4.60.) e no biofilme (Figura 4.61.). A figura 4.62. mostra o material suporte totalmente recoberto pela biomassa.

Apesar deste ensaio apresentar várias fases distintas, a eficiência média total do sistema apresentou-se relativamente alta, com alguns pontos abaixo da média (71%), que coincidem com a deficiência de ar no interior do reator.

#### 4.6.2. Microscopia Eletrônica

As figuras 4.63. a 4.66. apresentam as observações feitas no Microscópio Eletrônico de Varredura (MEV) com material suporte PVC. Essas imagens foram extraídas do estudo de HEIN DE CAMPOS (2001), que utilizou o mesmo material suporte no reator N°1.

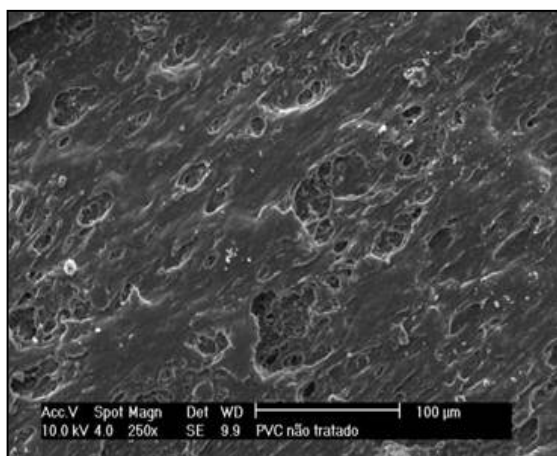


Figura 4.63. – PVC não tratado (250 x)  
Fonte : HEIN DE CAMPOS (2001)

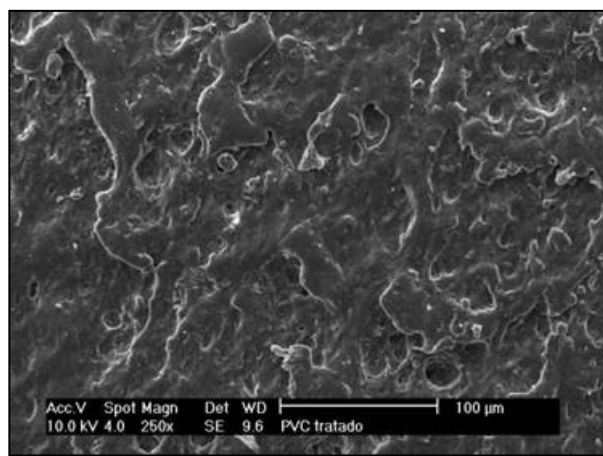


Figura 4.64. – PVC tratado (250 x)  
Fonte : HEIN DE CAMPOS (2001)

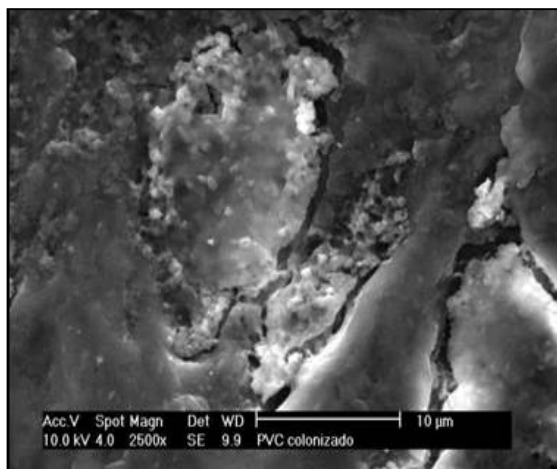


Figura 4.65. – PVC colonizado (2500 x)  
Fonte : HEIN DE CAMPOS (2001)

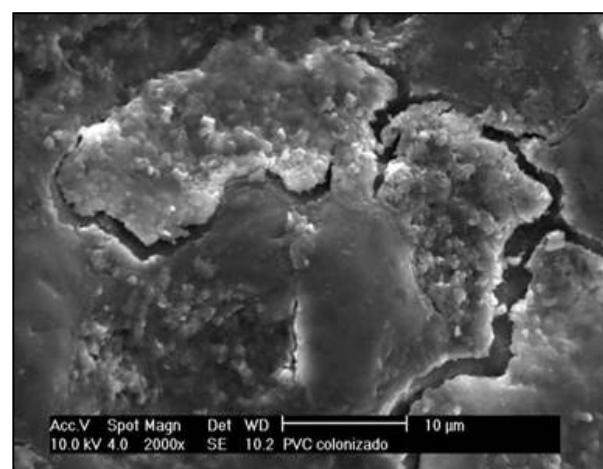


Figura 4.66. – PVC colonizado (2000 x)  
Fonte : HEIN DE CAMPOS (2001)

Observa-se que o PVC, em seu estado natural (sem tratamento) já apresenta uma superfície essencialmente porosa (Figura 4.63.), que se acentua com o tratamento químico efetuado com ácido nítrico, permitindo um aumento na rugosidade do material (Figura

4.64.) e conseqüentemente uma melhor aderência da biomassa. As figuras 4.65. e 4.66. apresentam a superfície de PVC totalmente recoberta pelo biofilme.

Para o ensaio II, o acompanhamento em microscópico eletrônico ocorreu somente no final do experimento, apresentadas pelas figuras 4.67. a 4.72.

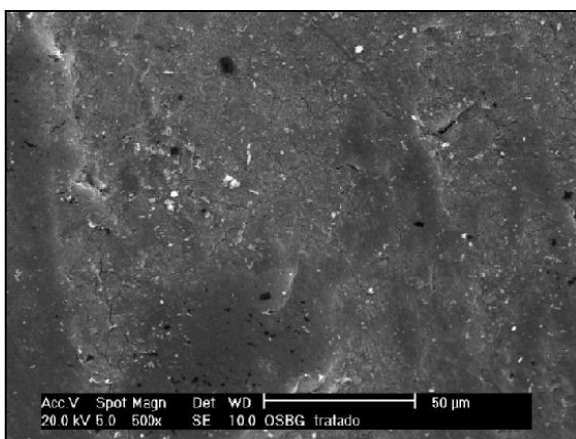


Figura 4.67. – OSBG<sup>®</sup> não tratado (500x)

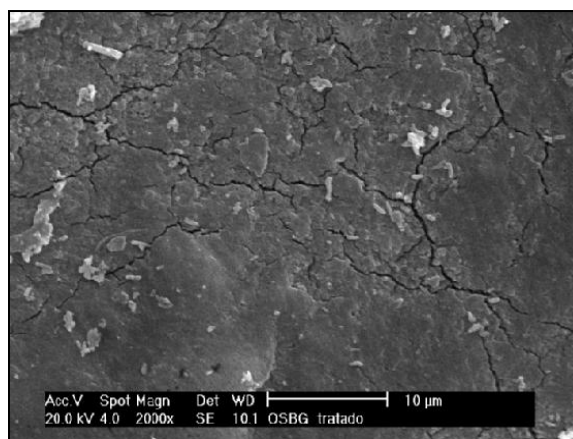


Figura 4.68. – OSBG<sup>®</sup> tratado (2000x)

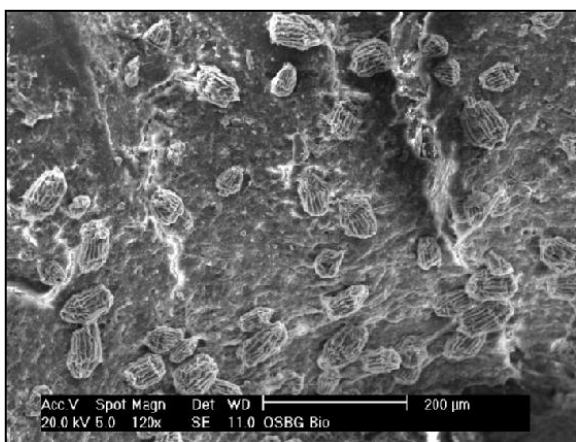


Figura 4.69. – OSBG<sup>®</sup> colonizado (120x)

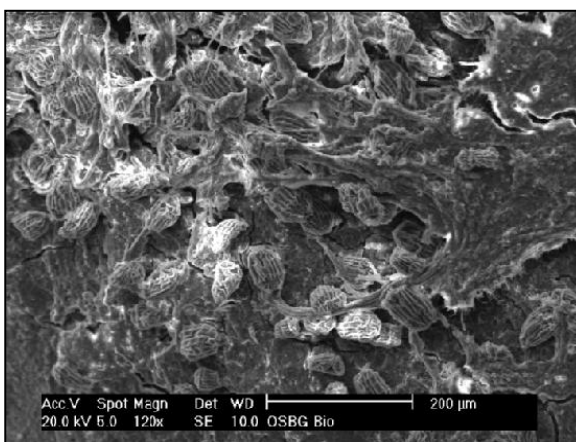
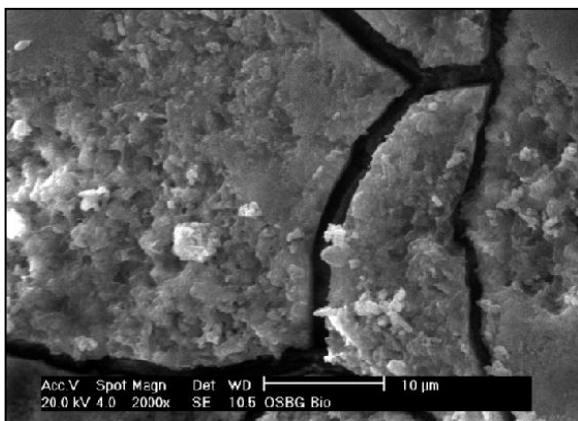
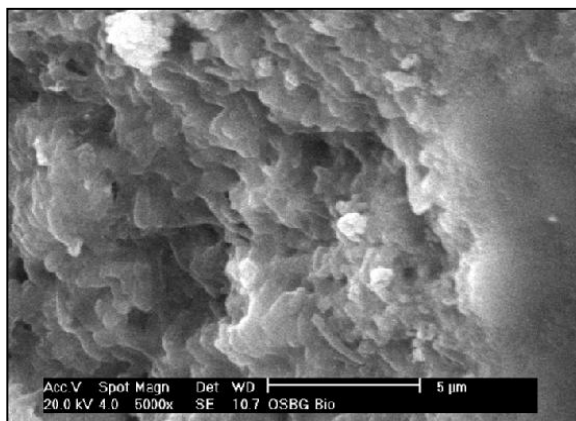


Figura 4.70. – OSBG<sup>®</sup> colonizado (120x)

Figura 4.71.– OSBG<sup>®</sup> colonizado (2000x)Figura 4.72.– OSBG<sup>®</sup> colonizado (5000x)

Com o tratamento superficial das partículas, observa-se o desenvolvimento de condições favoráveis à acumulação do biofilme, através do aumento da porosidade em sua superfície (Figuras 4.67. e 4.68.).

A presença de um biofilme que recobre todo o material suporte OSBG<sup>®</sup> é visto nas figuras 4.69. a 4.72., podendo-se identificar a presença de Ciliados fixos do tipo *Vorticellas* sp em sua superfície.

Para o ensaio III, com o PET, o acompanhamento em Microscópio Eletrônico de Varredura ocorreu também na fase final do experimento, apresentado pelas figuras 4.73. a 4.78.

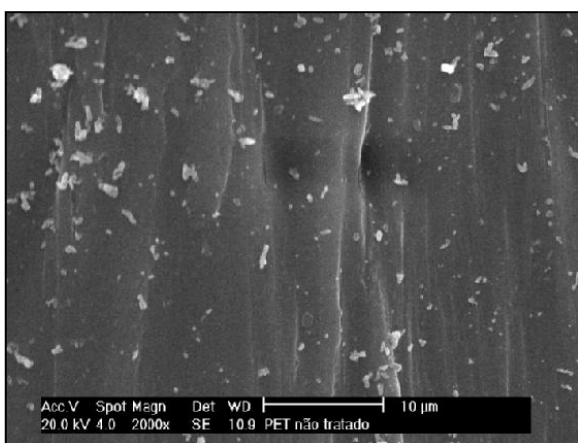


Figura 4.73. – PET não tratado (2000x)

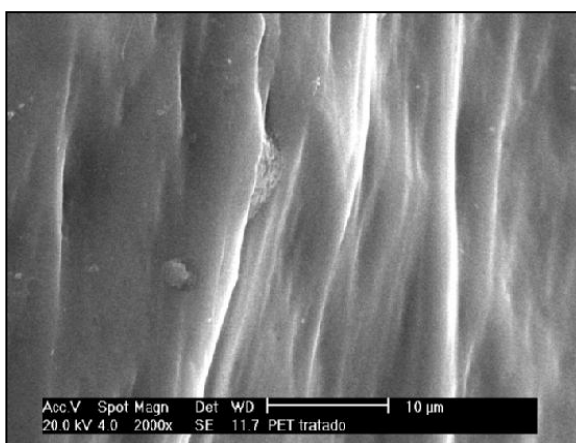


Figura 4.74. – PET tratado (2000x)



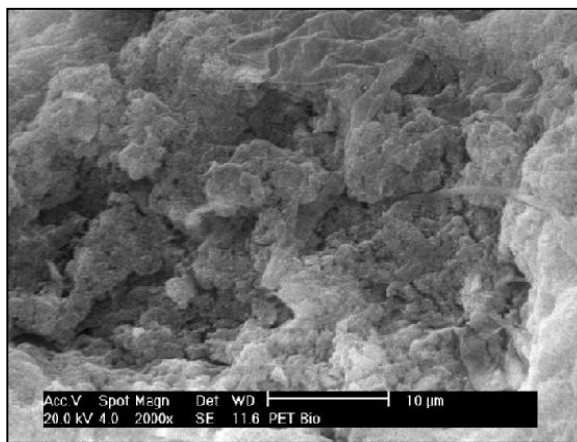
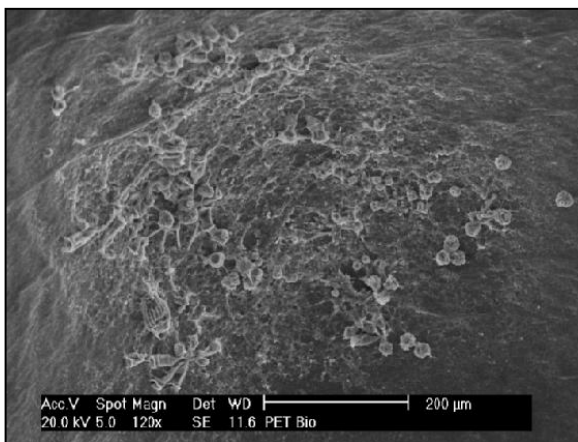


Fig.4.75.-Superfície do PET colonizado(500x) Figura 4.76.-PET colonizado (2000x)

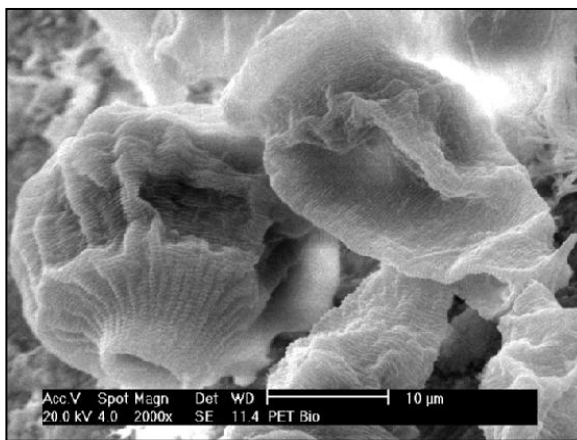


Figura 4.77.- PET colonizado (500x)

Figura 4.78.- PET colonizado (2000x)

A figura 4.73. apresenta o material suporte PET em seu estado natural, ou seja, sem tratamento químico. O suporte PET, da mesma maneira que ocorreu com os demais suportes testados neste estudo, após o tratamento químico com ácido (neste caso, solução sulfocrômica), apresentou um aumento na porosidade de sua superfície conforme mostra a figura 4.74.

A superfície do PET nas figuras 4.75. e 4.76. apresentam-se recoberta pelo biofilme, com colonização em quase toda a superfície do suporte. Nota-se, a presença dominante de *Vorticellas* sp na superfície do suporte (Figuras 4.77. e 4.78.).

## 4.7. ACOMPANHAMENTO MICROBIOLÓGICO

Foram realizados nos quatros ensaios, um acompanhamento microbiológico relacionando-os com os efeitos físicos e químicos do processo.

### 4.7.1. Ensaio I - Reator N° 1 – PVC

As figuras 4.79. e 4.80. mostram o comportamento durante a 3° e 5° semana do ensaio I (T=21 a T=36 dias).

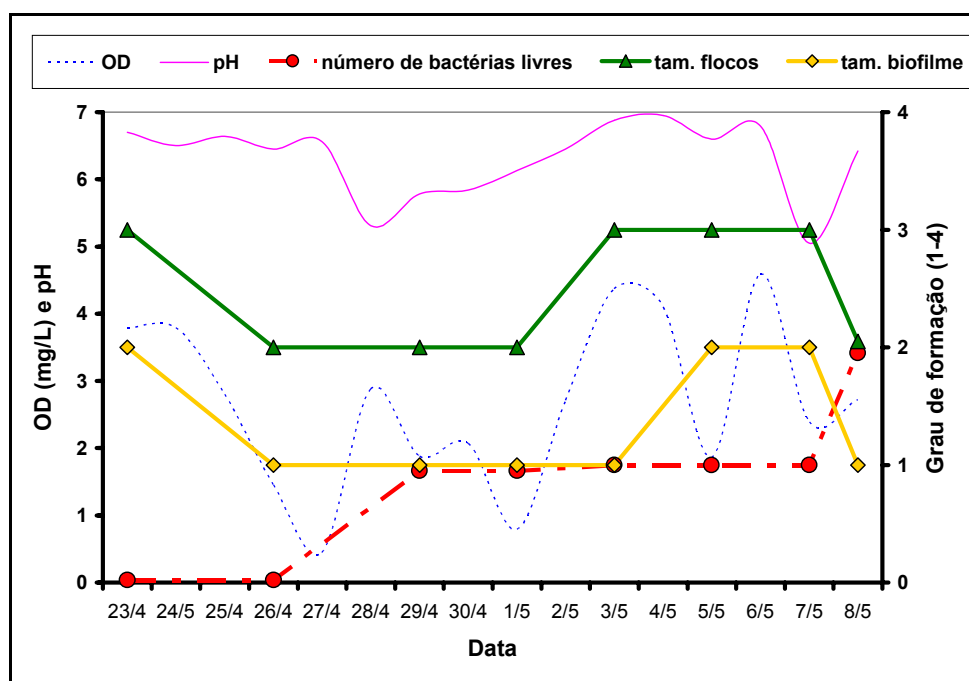


Figura 4.79.- Concentração de OD e de pH, tamanho dos flocos, tamanho do biofilme e número de bactérias livres no ensaio I.

Geralmente em reatores de leito fluidizado trifásico aeróbio, os flocos e a biomassa aderida se desenvolvem bem, dependendo das condições de OD e de pH.

Nota-se na figura 4.79. que, durante o ensaio I, ocorreram muitas variações nestes dois parâmetros no reator, influenciando na formação da população microbiana.

Concentrações de OD abaixo de 2,0 mg/L e pH extremos ( $5,5 < \text{pH} > 9,0$ ) podem causar uma liberação de bactérias, influenciando negativamente na formação do biofilme e dos flocos, além de provocar problemas na sedimentação e aumento na turbidez do efluente final (HOFFMANN et al., 2001).

Percebe-se que a concentração de OD especialmente durante o período de 25/4 (T=23 dias) a 2/5 (T=30 dias) esteve relativamente baixa ( $< 2$  mg/L). Com isto, os flocos apresentaram-se menores (nível 2), o biofilme mais fraco (nível 1) e o número de bactérias livres maior (nível 1). O pH apresentou-se por duas vezes bem baixo. Primeiramente no dia 28/4 (pH 5,3) e posteriormente no dia 7/5 (pH 5,0), que mesmo com oxigênio suficiente nos dois casos ( $> 2,0$  mg/L), podem ter sido a causa do aumento de bactérias livres neste período.

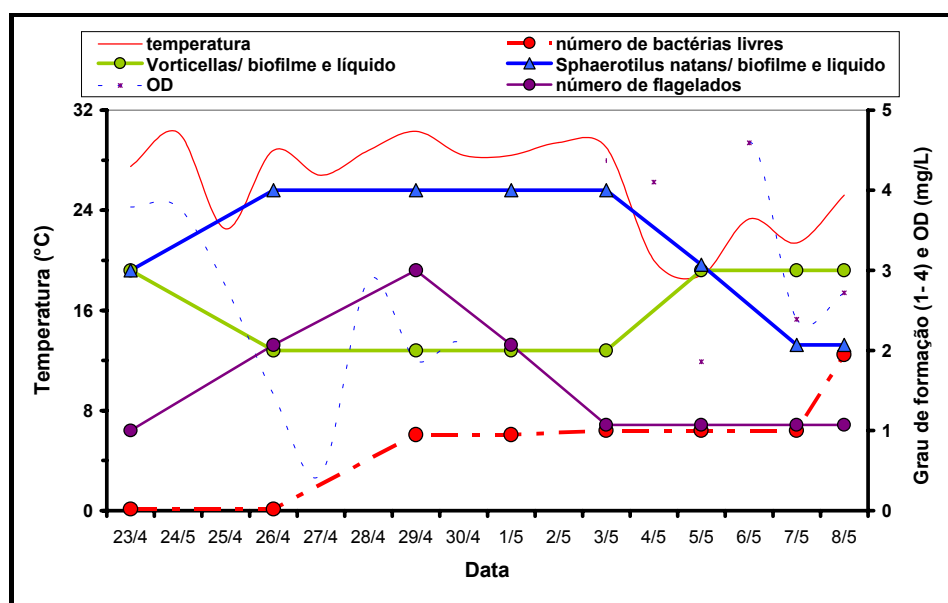


Figura 4.80.- Temperatura e concentração de OD ao grau de formação de *Vorticellas* sp e de *Sphaerotilus natans* (no líquido e no biofilme), número de flagelados no líquido e bactérias livres no ensaio I.

Conforme já mencionado, as baixas concentrações de OD no período de 25/4 a 2/5, afetaram a formação dos flocos e o tamanho do biofilme (Figura 4.80.). Observa-se que neste período houve também uma diminuição das *Vorticellas* sp e um aumento das bactérias livres e de Flagelados. Esses dois últimos grupos demonstram situações instáveis no tratamento. Os problemas causados pela falta de oxigênio podem estar associadas às elevadas temperaturas (acima de 30°C) no reator.

Os flagelados normalmente se desenvolvem na fase inicial de operação, e seja depois de uma carga tóxica, hidráulica ou outras situações de estresse, esses microrganismos tendem a aparecer mais rápido do que os demais (EIKELBOOM & BUIJSEN, 1981; JENKINS et al., 1993; CETESB, 1997).

A deficiência de oxigênio, seja ligada a alta temperatura ou a alta concentração de matéria orgânica (alta atividade microbiana) podem influenciar diretamente no aparecimento de bactérias filamentosas do tipo *Sphaerotilus natans* (EIKELBOOM & BUIJSEN, 1981; JENKINS et al., 1993), muito comuns no Brasil (HOFFMANN et. al., 2001), assim como maiores concentrações de OD favorecem o aparecimento de *Vorticellas* sp e *Aspidisca* sp (EIKELBOOM & BUIJSEN, 1981; JENKINS et al., 1993; CETESB, 1997; BAYRISHCES LANDESAMT, 1999).

Nota-se que, com o aumento de OD (>2,0 mg/L) a partir do dia 3/5 (T=31 dias), houve melhorias nas condições de tratamento, como a redução dos Flagelados e de *Sphaerotilus natans* no meio líquido (níveis 1 e 2, respectivamente) e o crescimento das *Vorticellas* sp no biofilme e nos flocos em suspensão (nível 3).

#### **4.7.2. Ensaio II - Reator N° 2 – OSBG® e Ensaio III - Reator N° 1 – PET**

Por terem ocorrido no mesmo período e serem alimentados pelo mesmo afluente, os ensaios II e III serão discutidos simultaneamente.

As figuras 4.81. e 4.82., mostram o comportamento nos ensaios II e III, respectivamente, em suas duas últimas semanas (T=15 a T=29 dias).

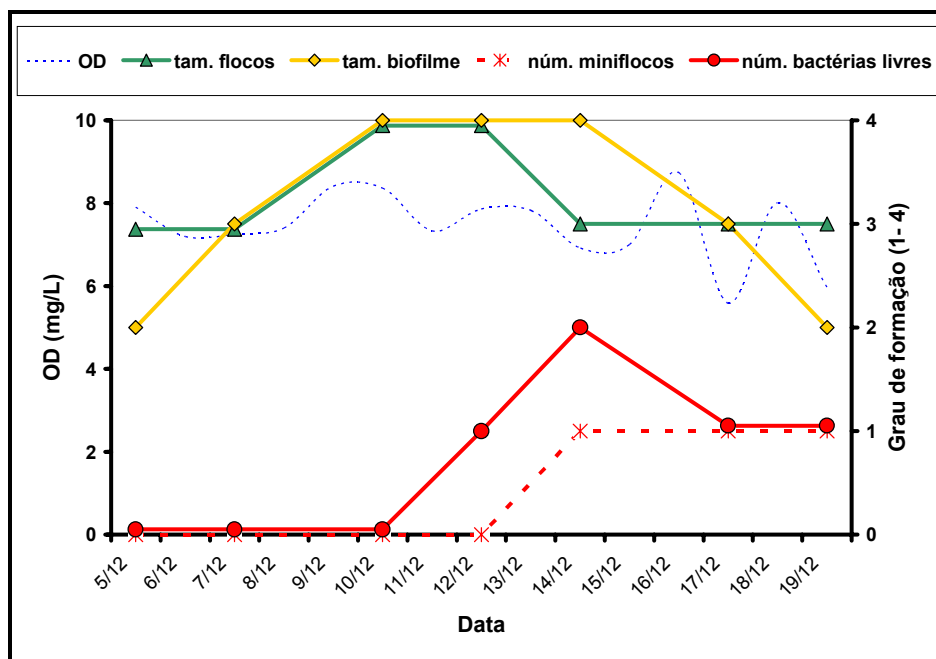


Figura 4.81.- Concentração de OD, tamanho dos flocos e do biofilme, número de bactérias livres e miniflocos, no ensaio II.

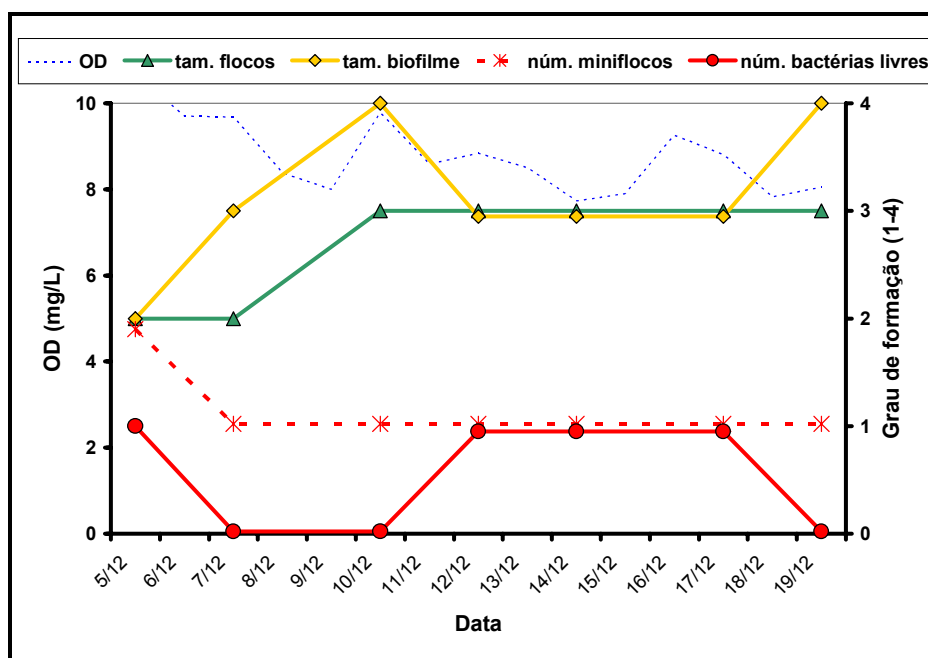


Figura 4.82.- Concentração de OD, tamanho dos flocos e do biofilme, número de bactérias livres e miniflocos, no ensaio III.

Observa-se que para os ensaios II e III, não houve insuficiência de OD, as concentrações apresentaram-se superiores a 4 mg/L em ambos os ensaios (Figuras 4.81. e 4.82.).

As melhores condições de estabilidade biológicas foram obtidas no ensaio II (até os dias 10 a 12/12 (T=20 a T=22 dias)) por apresentarem um biofilme melhor desenvolvido, maior formação dos flocos, menos bactérias livres e miniflocos no reator. Após o dia 10/12 ocorreu simultaneamente nos dois reatores, uma influência negativa causada pelo afluente, cuja DQO atingiu cerca de 800 mg/L neste momento (T=20 dias), recebendo os reatores uma elevada carga conforme mostrado na figura 4.6a. em relação aos demais dias. No ensaio II, os números das bactérias livres e miniflocos cresceram e os tamanhos dos flocos e principalmente do biofilme diminuíram. No ensaio III, o mesmo problema apresentou-se de forma mais amena, pois o biofilme conseguiu se regenerar e as bactérias livres desapareceram até o final do ensaio.

Apesar de se considerar a duração deste ensaio pequena para uma boa caracterização microbiológica, pode-se observar que:

- o reator N° 1 (ensaio I e III) produziu mais miniflocos do que o reator N° 2 (ensaio II e IV);
- existe uma relação entre o tamanho de biofilme e o número das bactérias livres para ambos os reatores. O tamanho do biofilme cresce com a diminuição das bactérias livres e vice-versa.

O número de Ciliados fixos (somatório de *Vorticellas* sp e *Epistylis* sp nos flocos e no biofilme) e o número dos Rotíferos (somatório dos Rotíferos nos flocos e no biofilme) são apresentados na figura 4.83.

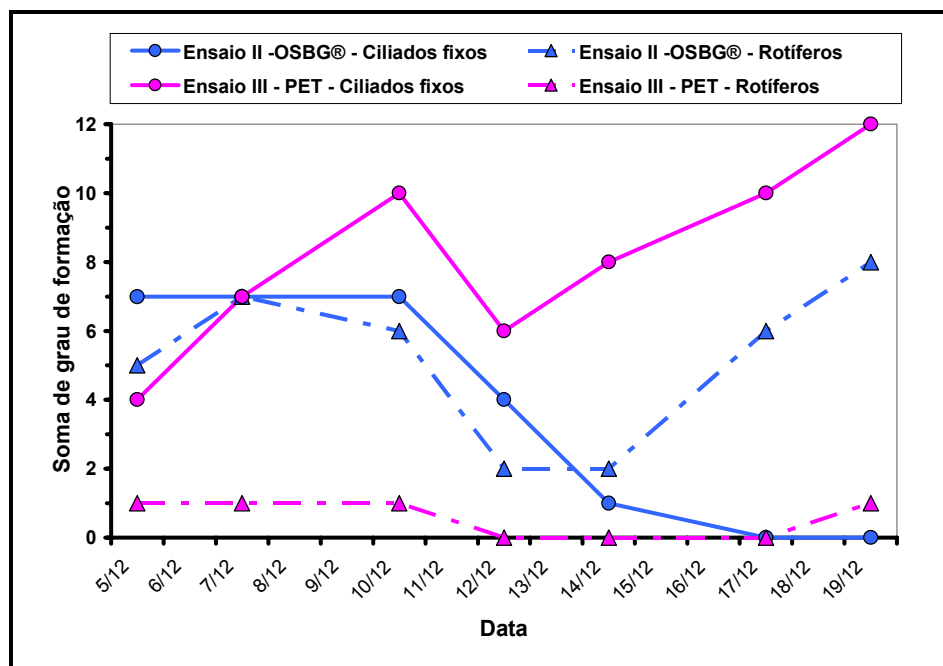


Figura 4.83.- Ocorrência de ciliados fixos (*Vorticellas* sp e *Epistylis* sp) e de Rotíferos nos flocos e no biofilme nos ensaios II e III.

No ensaio II, a presença dos Rotíferos foi muito expressiva no biofilme e nos flocos, conforme mostrado nas figuras 4.25. a 4.32.; no ensaio III, sua presença se restringiu ao meio líquido (flocos), estando ausente no biofilme (Figuras 4.33. a 4.40.). A presença de ciliados livres foi também muito pequena nestes ensaios.

Observa-se na figura 4.83, a existência de uma relação entre o número de ciliados fixos e Rotíferos com o número de bactérias livres presentes nestes ensaios (Figuras 4.81. e 4.82.). Nos dois ensaios, após o dia 10/12 (T=20 dias), houve uma diminuição do número de ciliados fixos ocasionando a liberação de bactérias livres. No ensaio III, o biofilme conseguiu se regenerar em pouco tempo e as bactérias livres desapareceram até o final do ensaio. O mesmo não ocorreu no ensaio II, onde houve uma redução progressiva dos ciliados fixos, desaparecendo completamente nos últimos dias (nível zero), enquanto que as bactérias livres permaneceram até o final do ensaio.

Os Rotíferos que sobreviveram no ensaio II (nível 2 nos dias 12 a 14/12) após considerável queda, encontravam-se no biofilme e foram responsáveis pela rápida regeneração da população no reator, observada após o dia 14/12 (T=24 dias). No meio

líquido, em ambos os ensaios, os Rotíferos desapareceram, tendo leve aumento ao final do ensaio III.

Na figura 4.84. é apresentada uma relação entre o crescimento de *Sphaerotilus natans* no líquido e no biofilme ao longo do período de observações nos ensaios II e III.

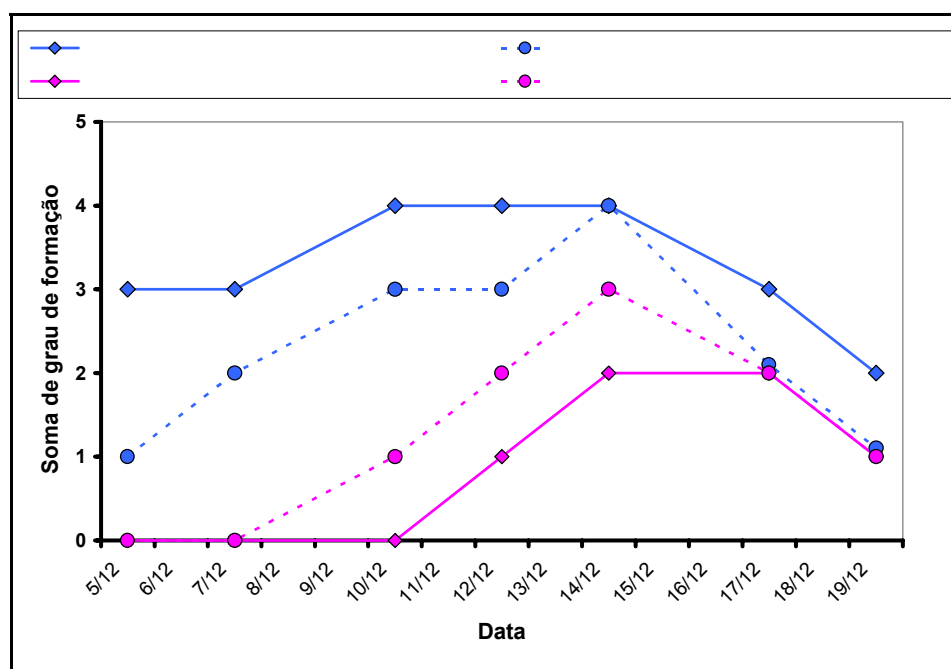


Figura 4.84.-Ocorrência de *Sphaerotilus natans* no líquido e no biofilme nos ensaios II e III.

Observa-se que o número de *Sphaerotilus natans* no ensaio II é considerável desde o início das observações do ensaio até o dia 14/12 (T=24 dias). A presença excessiva desses microrganismos, especialmente no líquido (nível 3) pode está associada a um desequilíbrio de nutrientes no afluente, como também pode ser atribuída as altas concentrações de DQO afluente no dia 10/12 (T=20 dias), quando então surgiram as *Sphaerotilus natans* no ensaio III.

O crescimento das bactérias filamentosas *Sphaerotilus natans* nos ensaios II e III, não pode ser associado a falta de oxigênio nos reatores, que manteve-se constante em praticamente todos os dois ensaios (Figura 4.5.).



A ocorrência de *Sphaerotilus natans* em determinados momentos do ensaio II, foi bastante acentuada, podendo-se determinar que este microrganismo foi responsável por boa parte da degradação biológica no ensaio. O inconveniente nestes casos, é que esses tipos de microrganismos filamentosos podem provocar problemas com sedimentação do efluente ou estratificação do leito (JENKINS et al., 1993). No ensaio III, mesmo sendo alimentado pelo mesmo afluente, o fenômeno não ocorreu de forma idêntica. O crescimento de *Sphaerotilus natans* foi mais reduzido e concentrou-se mais no biofilme do que no líquido.

A configuração do reator, o tipo de material suporte, além de outros fatores físicos e químicos, influenciam no crescimento dos microrganismos. Nestes dois ensaios (II e III), o reator N°1 (ensaio III-PET) ofereceu melhores condições para a ocorrência de maior diversidade de microrganismos.

A acumulação de fatores como a falta de nutrientes, pouca oxigenação do meio, altas concentrações de DQO afluente podem provocar um aumento de bactérias livres como também causar a morte dos Rotíferos e *Vorticellas sp* presentes no meio líquido ou no biofilme (EIKELBOOM & BUIJSEN, 1981; JENKINS et al., 1993; CETESB, 1997; BAYRISHCES LANDESAMT, 1999).

#### **4.7.3. Ensaio IV - Reator N° 2 – PET**

As figuras 4.85. e 4.86., mostram o comportamento no ensaio IV, em toda sua extensão.

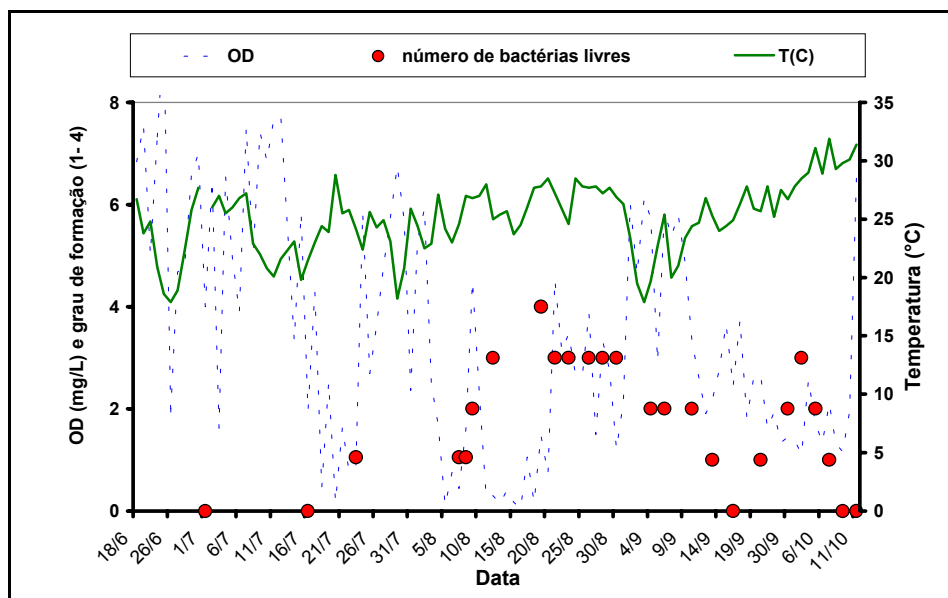


Figura 4.85.- Ocorrência de bactérias livres, OD, temperatura no ensaio IV.

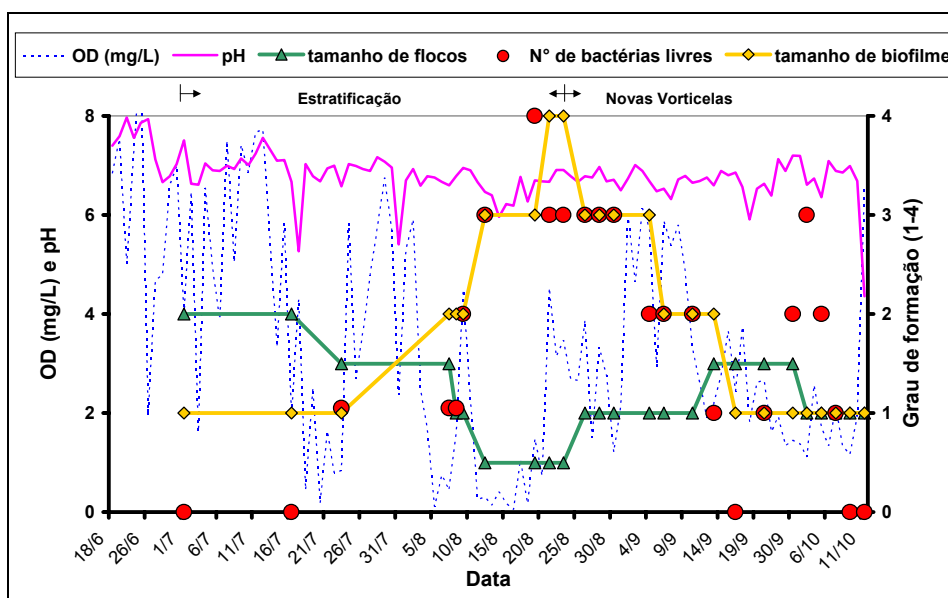


Figura 4.86.-Concentração de OD, pH, tamanhos dos flocos e do biofilme e número de bactérias livres no ensaio IV.

Nota-se na figura 4.85. que durante todo o ensaio IV, ocorreram grandes variações na temperatura e oxigênio dissolvido no interior do reator, influenciando na formação dos flocos e no tamanho do biofilme (Figura 4.86.).

Em função de problemas ocorridos no sistema central de distribuição de ar do reator, houve uma grande variação de OD no meio, provocando o aparecimento de bactérias filamentosas e a estratificação do leito.

Observa-se na figura 4.86. que o tamanho de flocos diminui com a falta de oxigênio, assim como ocorre um aumento de bactérias livres (16/7 a 23/7, 7/8 a 19/8 e 16/9 a 2/10). Pode-se constatar que nestes períodos (Figura 4.5.) houve deficiência de oxigênio (abaixo de 1,45 mg/L) no reator (T=28 a T=35 dias, T=50 a T=62 dias e T=90 a T=106 dias).

Diferente do oxigênio, o pH manteve-se praticamente estável em todo o ensaio, não tendo interferência direta com a formação do biofilme, dos flocos e das bactérias livres.

A figura 4.87. apresenta as concentrações de OD, DQO entrada e saída total e a ocorrência do número de bactérias livres e miniflocos presentes na saída do reator.

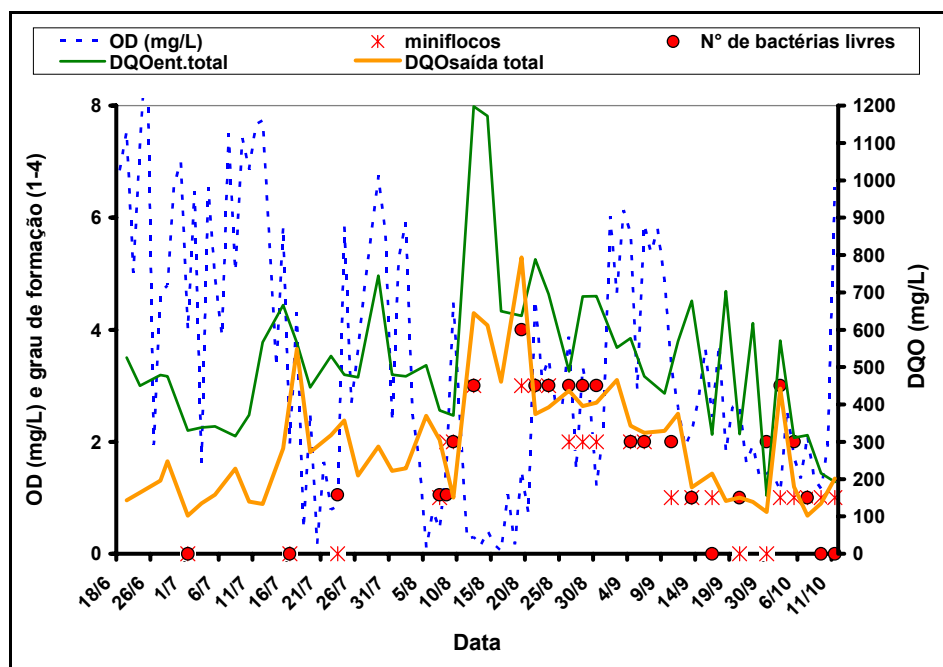


Figura 4.87.- Concentrações de OD, DQO entrada e saída total, número de bactérias livres e miniflocos presentes na saída do reator no ensaio IV.

Observa-se que a carência de oxigênio entre os dias 11 e 20/8 (T=54 e T=63 dias) está associada às altas concentrações de DQO recebidas neste período. Esta alta

concentração de DQO provocou também o crescimento de *Sphaerotilus natans* no biofilme (Figura 4.88.), por terem essas bactérias facilidades de se desenvolverem em ambientes com deficiência de nutrientes e oxigênio.

Nota-se que a concentração de DQO na saída do reator, apresentou-se algumas vezes muito alta. Em condições normais esta concentração varia em torno de 100 a 200 mg/L como observado no ensaio III com o mesmo material e no ensaio II com o mesmo reator. Além da carência de OD no meio e a presença de um afluente com alta concentração de DQO, outras possibilidades podem explicar o baixo rendimento em alguns períodos, como por exemplo, a falta de biomassa necessária para a remoção de DQO, geralmente agregada a falta de nutrientes no afluente ou associada a sua perda na saída do reator (miniflocos e bactérias livres).

No reator de leito fluidizado a presença de miniflocos e de bactérias livres no meio é um problema difícil de ser evitado, pois fatores como a falta de oxigênio, composição não equilibrada do afluente, regime turbulento e forças físicas de funcionamento do reator, favorecem seu aparecimento.

Observa-se que existe uma relação entre o número de bactérias livres, miniflocos e as concentrações de DQO na saída do reator. Essa biomassa (miniflocos e bactérias livres) aumenta a medida que aumenta também a concentração de DQO total na saída, ocasionada pela perda na concentração de biomassa do interior do reator destinada ao tratamento.

O período de 19/9 a 6/10 (T=93 a T=110 dias) foi caracterizado por uma situação mais estável. Após este período constatou-se uma carência de oxigênio no reator ( $< 1,45$  mg/L), desta vez, não relacionada ao aumento de DQO afluente.

A ocorrência do número de bactérias e fungos filamentosos na fase líquida e no biofilme e as concentrações de DQO (mg/L) e OD (mg/L) no reator são apresentadas na figura 4.88.

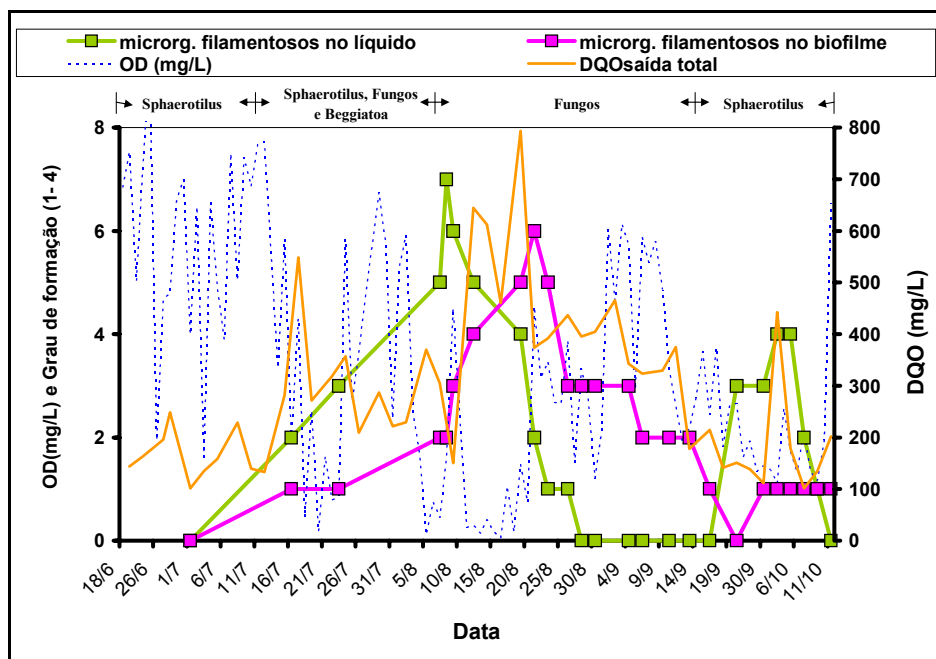


Figura 4.88.- Ocorrência de bactérias e fungos filamentosos na fase líquida e no biofilme, concentração de DQO total na saída do reator e OD no ensaio IV.

Na figura 4.88., observa-se que as bactérias filamentosas do tipo *Sphaerotilus natans* apareceram no biofilme e o líquido durante a segunda semana de ensaio (a partir de 1/7 (T=13 dias)). A baixa concentração de oxigênio ( $\approx 2,0$  mg/L) entre os dias 16/7 e 23/7, (T=28 a T=35 dias) provocaram, além do crescimento dessas bactérias filamentosas, o aparecimento de fungos filamentosos e *Beggiatoa* sp (bactéria do enxofre) no meio. As *Beggiatoas* sp são indicadoras de ausência de oxigênio que igualmente ao aparecimento dos fungos, dá-se normalmente pela falta de oxigênio e pela deficiência de nutrientes (no caso, fósforo) no afluente. (HENDRICKX et al., 2002).

Com a deficiência de oxigênio registrado a partir do dia 16/7, em função de problemas na rede central de distribuição de OD, os fungos aumentaram progressivamente, chegando ao seu crescimento máximo no líquido e no biofilme nos dias 8/8 (T=51 dias) e 21/8 (T=64 dias) respectivamente, período em que houve elevada concentração de DQO afluente.

A redução da concentração de DQO afluente e a maior concentração de OD no meio fizeram com que os fungos desaparecessem completamente por 3 semanas (28/8 a 16/9 (T=71 a T=90 dias)).

Constatou-se ao final deste ensaio, a presença de bactérias *Sphaerotilus natans* ao mesmo tempo em que verificou-se um leve aumento nas concentrações de DQO no afluente e deficiência de oxigênio no interior do reator.

Neste ensaio, verificou-se que os fungos resistiram muito mais tempo no biofilme do que no líquido. Seu desaparecimento ocorreu somente em 20/9 (T=94 dias), onde a partir desse momento, verificou-se novamente o aparecimento de *Sphaerotilus natans* no biofilme.

De maneira geral, as bactérias filamentosas e os fungos não provocam problemas com a remoção carbonácea e com os nutrientes, sendo muitas vezes, próprio para determinados tratamentos de esgotos. Seu inconveniente é que sua presença pode consistir perigo de estratificação do leito fluidizado.

A figura 4.89. mostra a ocorrência de ciliados fixos (*Epistylis* sp e *Vorticellas* sp) no líquido e no biofilme, o número de bactérias livres e Rotíferos no ensaio IV.

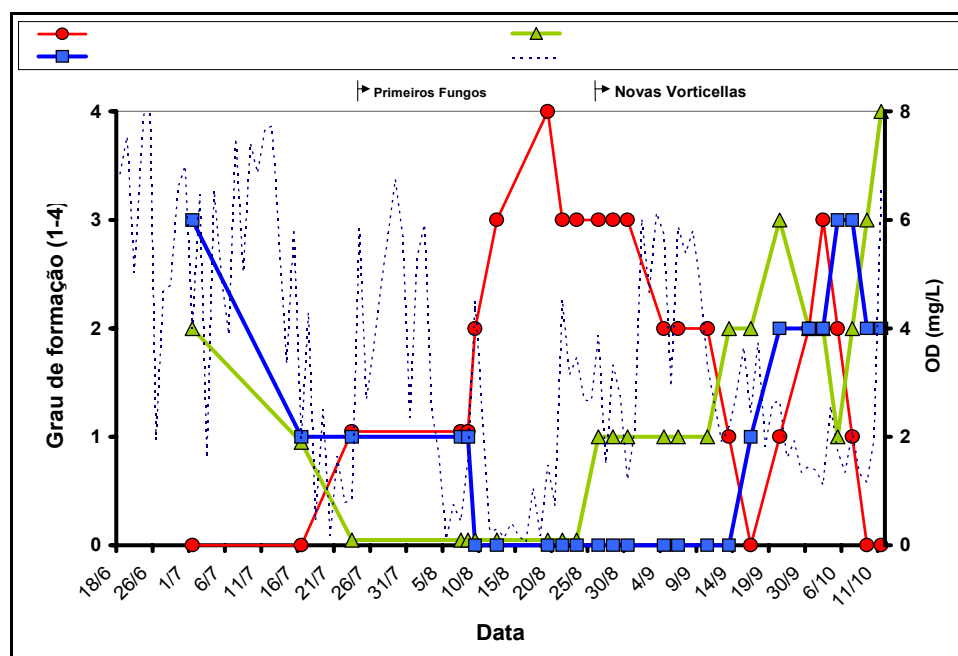


Figura 4.89.- Ocorrência de ciliados fixos (*Epistylis* sp e *Vorticellas* sp) no líquido e no biofilme, número de bactérias livres e Rotíferos no ensaio IV.

Pode-se observar que na figura 4.89. que no período de 18/7 a 23/7 (T=30 a T=35 dias) houve forte queda nos ciliados fixos que desapareceram ( $\approx 4$  semanas) com o aumento na concentração da DQO afluente no reator e a falta de oxigênio do meio. Os Rotíferos, por sua vez, sobreviveram nessa fase, mas desapareceram entre os dias 9/8 e 13/9 (T=52 a T=87 dias), período em que a concentração de bactérias livres aumentou bastante.

Os Rotíferos em geral se desenvolvem em condições estáveis de tratamento, necessitando muito mais tempo para se desenvolverem (normalmente 3 vezes mais) do que as *Vorticellas* sp (CETESB, 1997; BAYRISHCES LANDESAMT, 1999). Neste ensaio, seu crescimento só ocorreu a partir de 16/9 (T=90 dias).

A redução das bactérias livres somente aconteceu com o aparecimento de ciliados livres (26/8 (T=69 dias)) que normalmente filtram e consomem (eliminam) essas bactérias livres. O aparecimento dos primeiros ciliados fixos ocorreu com a estabilização do OD no reator e da carga orgânica afluente (21/8 a 30/8 (T=64 a T=73 dias)) contribuindo também para o desaparecimento gradativo das bactérias livres, chegando ao seu mínimo (nível zero), no dia 16/9 (T=90 dias).

Nota-se ao final deste ensaio uma deficiência de oxigênio ( $<1,45$  mg/L), provocando o aumento de bactérias livres e a queda de ciliados fixos. Após o dia 2/10 (T=106 dias), percebe-se um desenvolvimento rápido dos ciliados fixos ao mesmo tempo em que ocorre a redução no número de bactérias livres que atinge o nível zero no final deste ensaio. Neste momento, os Rotíferos mostraram menos sensibilidade e mais resistência contra a falta de oxigênio e sobreviveram.

A relação entre os indicadores negativos e positivos no biofilme e no líquido com a concentração de OD no reator são apresentados na figura 4.90.

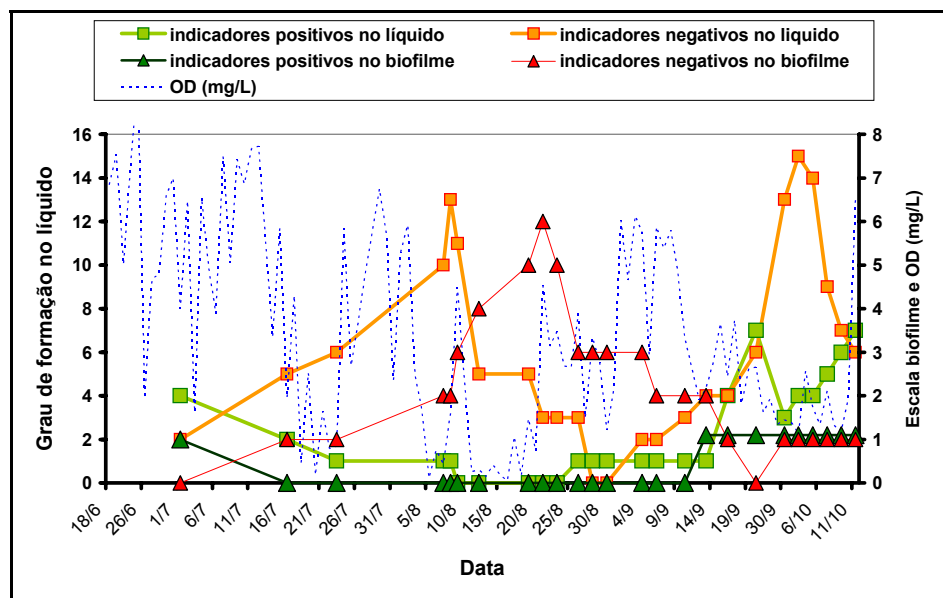


Figura 4.90.- Comportamento dos indicadores negativos e positivos no biofilme e no líquido no ensaio IV.

Indicadores negativos indicam uma situação instável no tratamento que pode causar um tipo de estresse nos microrganismos presentes, influenciando negativamente na atividade bacteriana. Esse estresse pode ocorrer devido a falta de oxigênio, falta de nutrientes, pH muito alto ou muito baixo, composição não equilibrada do afluente, variações na carga hidráulica e na carga orgânica.

A presença de microrganismos do tipo *Beggiatoa* sp, *Sphaerotilus natans*, *Spirillum*, Fungos, pedúnculos de ciliados fixos, cistos de *Epistylis* sp e *Vorticellas* sp, amebas nuas, Flagelados, *Paramecium* sp, *Glaucoma* sp e *Dexiostoma* sp, *Uronema* sp, e bactérias livres são considerados indicadores negativos.

Indicadores positivos indicam uma situação estável (pH ótimo, OD disponível e temperatura adequada) para o crescimento e o desenvolvimento de microrganismos presentes no tratamento.

A presença de microrganismos do tipo *Vorticellas* sp, *Epistylis* sp, *Litonotus* sp, *Aspidisca* sp e Rotíferos são considerados indicadores positivos.



---

Nota-se na figura 4.90. que houve uma predominância dos indicadores negativos sob os indicadores positivos. As reações na fase líquida aconteceram mais rapidamente do que no biofilme, havendo o balanceamento destes indicadores no biofilme somente ao final deste ensaio.

## 5. CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES

### 5.1. CONCLUSÕES

Neste trabalho estudou-se o comportamento de um reator de leito fluidizado trifásico aeróbio no tratamento de esgoto sanitário, proveniente de reator anaeróbio, e o desenvolvimento de biofilme em diferentes materiais suporte (PVC, OSBG<sup>®</sup> e PET) sob diferentes condições operacionais. Os resultados obtidos nos ensaios, permitem às seguintes conclusões:

- **Parâmetros Hidrodinâmicos:**

Os resultados obtidos nas retenções sólida, líquida e gasosa para os materiais suporte OSBG, PVC e PET foram semelhantes. Embora o PVC e o PET tenham densidades próximas, a velocidade mínima de fluidização do PET apresentou-se 65% maior do que do PVC. Isto provavelmente se dá pelo PVC apresentar-se em média, diâmetro duas vezes superior aos outros dois materiais.

- **Material Suporte**

O tratamento superficial do material suporte promoveu, segundo análises no Microscópio Eletrônico de Varredura (MEV), a obtenção de superfícies mais rugosas que acrescentaram a estas partículas, características superficiais que facilitaram a adesão inicial do biofilme, contribuindo para um processo de depuração mais estável e mais eficiente.

Os biofilmes se desenvolvem primeiramente nas cavidades da superfície do material suporte, onde os microrganismos são protegidos das forças de cisalhamento a que estão expostos.

- **Tratamento Biológico**

- **Demanda Química de Oxigênio**

A análise no desempenho do processo de tratamento em termos de DQO permitiu concluir que as eficiências médias obtidas em todos os ensaios, podem ser consideradas satisfatórias para um sistema piloto.

Independente do material suporte, o sistema mostrou-se capaz de tratar cargas volumétricas aplicadas compreendidas entre 13 a 29 Kg.DQO/m<sup>3</sup>.dia, e tempo de retenção hidráulica de 25 e 42 minutos, com eficiência média para a remoção da DQO filtrada entre 70 e 80%.

Através das cartas de controle foi possível comprovar a estabilidade do processo de tratamento e a confiabilidade desses resultados, permitindo confirmar que o processo de tratamento biológico em reatores de leito fluidizado trifásico aeróbio, utilizando partículas poliméricas para o crescimento microbiano, apresentam-se como uma boa alternativa aos processos convencionais de tratamento de efluentes.

- **Polissacarídeos (PS) e Proteínas (PN)**

Em todos os ensaios, a relação PS/PN aderida foi cerca de 9 a 18 vezes superior a relação PS/PN suspensa, favorecendo um biofilme coeso ao meio suporte e conseqüentemente, melhor retenção da biomassa aderida, uma vez que os polissacarídeos desempenham função essencial na adesão microbiana.

### **- Coeficiente Específico de Desprendimento (bs) e Produção Específica de Lodo (Y)**

Os coeficientes específicos de desprendimento foram de  $60 \text{ d}^{-1}$ ,  $311 \text{ d}^{-1}$ ,  $183 \text{ d}^{-1}$ , e  $118 \text{ d}^{-1}$  nos ensaios I, II, III e IV respectivamente.

Os maiores valores de bs obtidos para os ensaios II e III corresponderam as maiores concentrações de sólidos suspensos obtidos na saída do reator nestes ensaios ( $198 \text{ mg/L}$  e  $182 \text{ mg/L}$ ), respectivamente. Nos demais ensaios, a concentração de sólidos suspensos na saída foi em torno de  $100 \text{ mg/L}$ .

A produção específica média de lodo (Y) variou entre 0,2 e 0,69  $\text{mgPN}_{\text{susp}}/\text{mgDQO}_{\text{cons}}$ .

O menor Y correspondeu ao menor coeficiente específico de desprendimento ( $60 \text{ d}^{-1}$  -Ensaio I - PVC), mostrando que existe uma relação direta entre estes dois parâmetros.

### **- Microscopia**

Em todos os ensaios, percebeu-se a influência direta dos parâmetros físicos (OD, pH e  $T^{\circ}\text{C}$ ) e da qualidade do afluente (DQO/N/P) no desenvolvimento do biofilme e no aparecimento de determinados grupos de microrganismos, que atuam como indicadores positivos e negativos, comprometendo a eficiência do tratamento.

As baixas concentrações de OD proporcionaram o aparecimento de bactérias filamentosas, flagelados e bactérias livres. Igualmente a baixa concentração de OD e de nutrientes no reator favoreceram o desenvolvimento de fungos filamentosos.

De maneira geral, a utilização da microscopia (ótica e eletrônica) apresenta-se como um bom instrumento de avaliação para o estudo da estrutura e morfologia da biomassa aderida e suspensa no reator, fornecendo uma resposta rápida sobre a adequabilidade das condições operacionais do reator e possibilitando uma otimização do tratamento biológico.

---

## 5.2. RECOMENDAÇÕES

Em vista das limitações do estudo e das conclusões aqui apresentadas, recomenda-se a realização de:

- Um estudo de custo (operacional e de instalação) deste processo, visando sua aplicação em escala real;
- Testar outros materiais poliméricos nacionais de forma a buscar os mais indicados para este tipo de reator;
- Verificar a possibilidade de utilização desse tipo de reator para o tratamento de efluentes industriais diversos;
- Estudos mais detalhados sobre o biofilme: relação entre a ocorrência de determinados grupos de microrganismos e os parâmetros de controle do reator.

---

**ANEXO I – Procedimento para o tratamento superficial dos materiais suporte.**

Para o tratamento superficial das partículas de PET, foi utilizado uma solução sulfocrômica 7,5% sob agitação magnética durante 50 minutos, à temperatura ambiente. Em seguida as partículas eram lavadas com água destilada.

Para o tratamento superficial do material suporte PVC foi utilizado ácido nítrico 95% e para o material suporte OSBG<sup>®</sup>, uma solução sulfocrômica 7,5%, ambos seguindo o mesmo procedimento acima.

---

## **ANEXO II – Metodologia para determinação de PROTEÍNAS – Método de Lowry et al., 1951.**

### **1. Princípio**

O método baseia-se na formação de um complexo azul entre as ligações peptídicas e as curvas de sais sobre a redução do Folin aos agrupamentos fenóis dos constituintes das proteínas (tirosina).

### **2. Reagentes**

- Reagente A

2 g  $\text{Na}_2\text{CO}_3$

+ 0,02 g de tartarato duplo de sódio e potássio em 100 de  $\text{NaOH}$  0,1N.

- Reagente B

0,5 g de  $\text{CuSO}_4$

+ 2 gotas de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado em 100 ml de água destilada.

- Solução AB

50 ml do reagente A + 1 ml do reagente B (Preparar somente antes da dosagem)

- Reagente de Folin 1N, conservar ao abrigo da Luz

- Solução padrão de soro de albumina bovina (BSA): 100mg/l conservar à 4°C.

10mg BSA em 100 ml de água destilada, adicionar cuidadosamente água no balão volumétrico para evitar a formação de bolhas. Conservar sob refrigeração.

### 3. Curva Padrão

Preparar uma série de soluções de BSA de 10 a 100 mg/L, a partir de uma solução de BSA de 100 mg/L.

BSA (mg/L)	Volume de BSA (ml)	Volume de NAOH 1N (ml)
0	0	1,0
10	0,1	0,9
30	0,3	0,7
50	0,5	0,5
80	0,8	0,2
100	1,0	0

### 4. Protocolo

Em um tubo de ensaio colocar:

- 1 ml da solução de proteínas a dosar ou da solução padrão (no caso de preparação da curva padrão);
- 3 ml da solução AB;
- agitar ao vortex e esperar 10 minutos ao abrigo da luz;
- adicionar 0,3 ml do reativo de Folin 1 N;



- agitar imediatamente ao vortex (a reação não dura mais que alguns segundos);
- deixar 30 minutos ao abrigo da luz;
- leia a densidade ótica de 760 nm e trace a curva padrão (a leitura deve ser feita em menos de 30 minutos).

### **5. Extração de proteínas do biofilme com NaOH 1 N a 80° C**

- 5 ml de amostra solução padrão de BSA ou de amostra;
- 5 ml de NaOH 1 N;
- Agitar e cobrir com papel alumínio;
- Deixar em banho-maria a 80°C durante 30 minutos;
- Agitar com ultra-som por 10 minutos;
- Deixe esfriar e retire 1 ml de amostra a ser dosada.;
- Repita os passos do protocolo a partir do segundo item.

### **OBSERVAÇÃO:**

- Foram utilizadas 30 partículas suporte para a obtenção da concentração de proteínas aderidas neste estudo.

---

### **ANEXO III – Metodologia para dosagem de POLISSACARÍDEOS - Método de Dubois et al., 1956 (*Modificado para o material suporte PET*)**

#### **1. Princípio**

Este método baseia-se na formação de derivados furfurálicos pelo aquecimento de oses neutras em meio sulfúrico concentrado, os quais juntos com o fenol formam um composto de cor amarela, que pode ser medido por espectrofotometria a 490 nm.

#### **2. Reagentes**

- Ácido sulfúrico (95,5%) e densidade específica 1,84;
- Solução de fenol a 50 g/L;
- Solução de fosfato de potássio a 10 mM, pH=7,0

pesar 0,36 g de dihidrogênio fosfato ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ), diluir em 500 mL e ajustar o pH a 7.0 com NaOH 1 N. Completar o volume para 1000 mL com água deionizada.

#### **3. Curva Padrão**

Preparar uma série de amostras – padrão de glicose, variando de 10 a 100 mg/L, a partir de uma solução de glicose a 100mg/L. Essas amostras são preparadas usando a solução tampão de fosfato de potássio 10 mM, pH = 7.0, conforme a tabela:

Glicose (mg/L)	Vol. Solução de glicose (ml)	Vol. Solução tampão (ml)
0	0	1,0
10	0,1	0,9
30	0,3	0,7
50	0,5	0,5
80	0,8	0,2
100	1,0	0

#### 4. Protocolo

Em um tubo de ensaio colocar:

- 1 ml de amostra e 1 ml da solução de fenol, agitar vigorosamente;
- 5 ml de ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ) concentrado (colocar com cuidado, inclinando o tubo), misturar bem;
- deixar em repouso e no escuro durante 10 minutos;
- agitar ao vortex e colocar os tubos em banho- maria a 25 -30°C durante 10 a 20 minutos;
- efetuar a leitura a 490 nm e traçar a curva padrão.

#### OBSERVAÇÃO:

- Para a obtenção dos polissacarídeos aderidos, a concentração do  $\text{H}_2\text{SO}_4$  utilizada foi de 80%, devido ao material suporte (PET) sofrer alterações em sua estrutura.
- Foram utilizadas 10 partículas suporte para a obtenção da concentração de polissacarídeos aderidos neste estudo.

**ANEXO IV – Resultados obtidos na determinação da  $U_{mf}$  - Material suporte PET**

<b>Ponto</b>	<b>Q(L/s)</b>	<b><math>U_L</math>(m/h)</b>	<b><math>\Delta P</math>(cm)</b>	<b><math>H_{leito}</math>(cm)</b>	<b>HP(cm)</b>	<b>ln HP</b>	<b>ln V</b>
1	0,10	11,46	55	102,0	166	5,11	2,44
2	0,20	22,93	71	104,2	189	5,24	3,13
3	0,30	34,39	107	107,0	239	5,47	3,54
4	0,35	40,13	132	110,2	275	5,62	3,54
5	0,40	45,86	149	113,9	299	5,70	3,83
6	0,45	51,59	174	118,3	334	5,811	3,94
7	0,50	57,32	182,50	123,7	347	5,85	4,05
8	0,55	63,06	182,50	129,2	347	5,85	4,14
9	0,60	68,79	183	134,6	347	5,85	4,23
10	0,65	74,52	183	139,7	347	5,85	4,31
11	0,70	80,25	183	145,4	347	5,85	4,38
12	0,80	91,72	184	168,2	349	5,86	4,52
13	0,90	103,18	184	174,9	349	5,86	4,64

# ANEXO V – Cartas Controle para COT (Ensaio I, II e III) e DBO<sub>5</sub> (Ensaio IV)

## a) Ensaio I – PVC -E<sub>COT</sub> (%) ↔ Média : 70,6059 $\sigma$ :10,5459

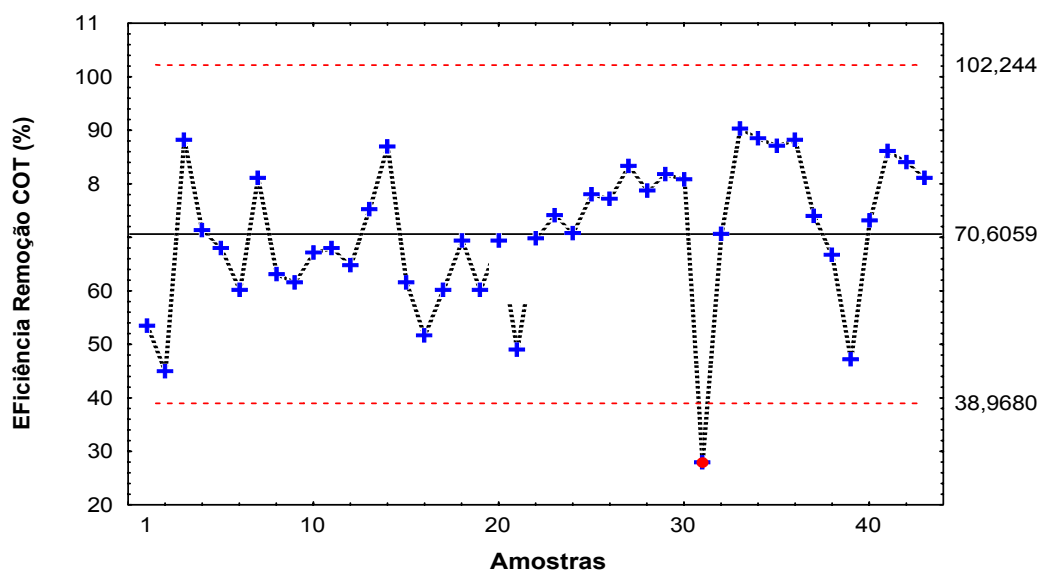


Figura a.– Evolução da eficiência de remoção COT do sistema no ensaio I.

## b) Ensaio II – OSBG® - E<sub>COT</sub> (%) ↔ Média : 46,1717 $\sigma$ : 22,9369

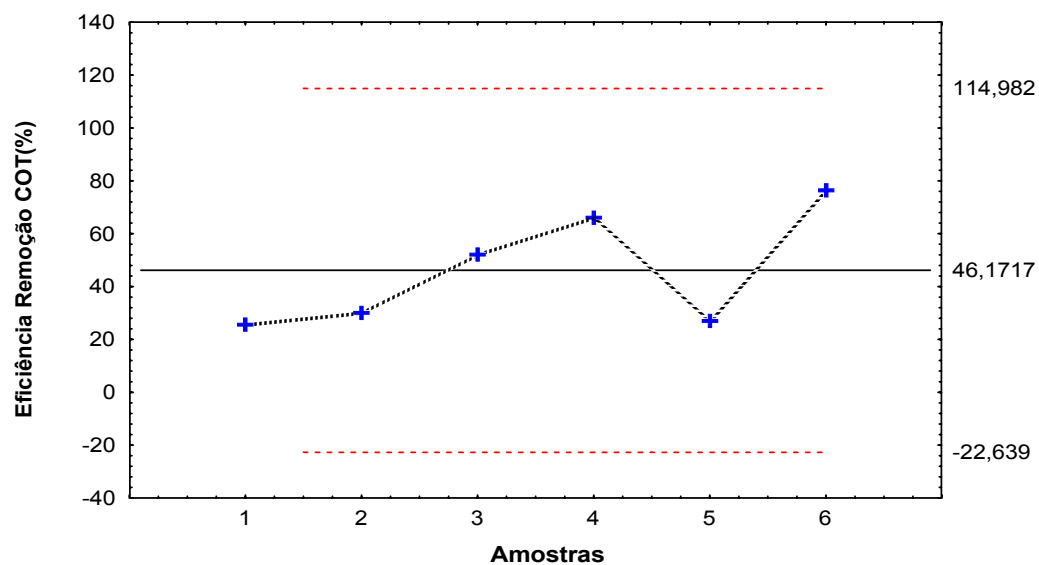


Figura b.– Evolução da eficiência de remoção COT do sistema no ensaio II.

**c) Ensaio III – PET -  $E_{COT}$  (%) ↔ Média : 42,8338  $\sigma$ :17,9260**

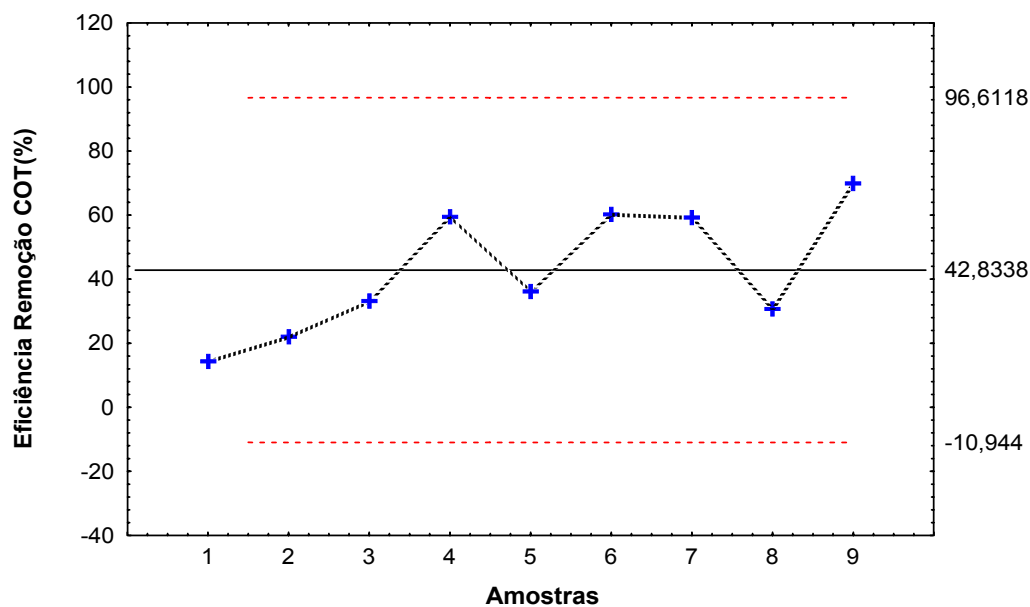


Figura c.– Evolução da eficiência de remoção COT do sistema no ensaio III.

**d) Ensaio IV - PET –  $E_{DBO5}$  (mg/L) ↔ Média : 73,5397  $\sigma$ :17,4463**

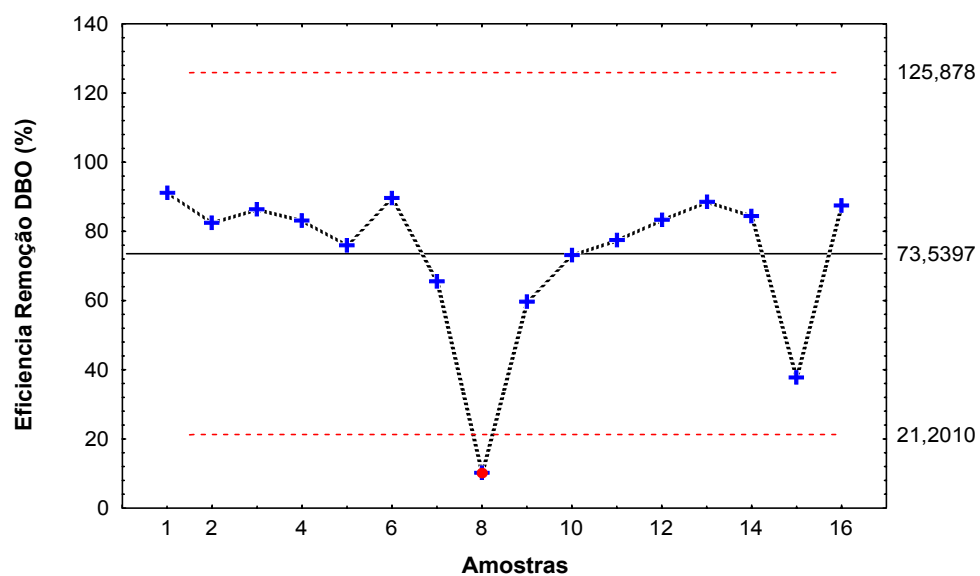


Figura d.– Evolução da eficiência de remoção DBO<sub>5</sub> do sistema no ensaio IV.

---

**REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS**

ABEPET – Associação Brasileira dos fabricantes de Embalagens de PET. Disponível em: < <http://www.abepet.com.br/abepet.asp> >. Acesso em 08 de março, 2003.

APHA; AWWA; WEF. **Standard Methods for Examination of Water and Wastewater**. 20ª edição. Washington, D.C., APHA; 1998.

ALÉM SOBRINHO, P.; SAID, M.A. **Decanto-Digestor/Filtro Anaeróbio – Experiências de Campo – Proposições para Alterações do Método de Dimensionamento do Filtro Anaeróbio Proposto pela NBR 7229 – ABNT**. In: 16ª Congresso Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental, ABES-V.2, Tomo I, set. *Anais*. p. 202-224; 1991.

ARANTES, R.F.M.; KATO, M.T.; FLORENCIO, L. **Comparação do Desempenho de Reatores tipo EGSB aeróbio e anaeróbio para o Tratamento de Esgotos Domésticos**. In: Pós-Tratamento de Efluentes de Reatores Anaeróbios, Coletânea de Trabalhos Técnicos – Volume1, PROSAB-2; p.95-106; 2000.

BARTHEL, L. **Estudo do Biofilme Desenvolvido em Reator de Leito Fluidizado Trifásico Aeróbio no Tratamento de Efluentes Têxteis**. Dissertação de Mestrado, UFSC, Florianópolis –SC, 80p.; 1998.

BAYRISCHES LANDESAMT FÜR WASSERWIRTSCHAFT. **Das mikroskopische Bild bei der aeroben Abwasserreinigung Informationsberichte**, München, Heft 1/99 3. Erweiterte und überarbeitete Auflage ;1999.

BELKHADIR, R. **Etude Fondamentale des Biomasses Fixées – Description et Modélisation des Film Biologiques Anaérobies**. Thèse de Doctorat, INSA, Toulouse, 237 p.; 1986.

BENTHUM et al. **Sólidos Retention Time in Heterotrophic and Nitrifying Biofilm Airlift Suspension Reactor**. Water Science & Tecnology, 32(8), p.53-60; 1995.

BERGAMASCO, R. **O Uso de Partículas Poliméricas para Adesão Microbiana em Tratamento Biológico de Resíduos**. Tese de Doutorado em Engenharia Química- Universidade Estadual de Campinas, 147 p.; 1996.

BERGAMASCO, R.; TAVARES, C.R.G.; COSSICH, E.S. **Tratamento de efluentes Tóxicos em Reator de Leito Fluidizado Trifásico**. In: 19º Congresso Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental. Foz do Iguaçu/PR; 1997.

BISHOP, P.L.; ZHANG, T.C.; FU, Y. **Effects of biofilm struture, microbial distributions and mass transport on biodegradation processes**. Water Science & Tecnology, 31(1) p.143-152; 1995.

BITTON, G. **Wastewater Microbiology**. University of Florida Gainesville, Departament of Enviromental Engenieering Sciences. Wiley-Liss; 1994.

BRANCO, S.M. **Biologia da poluição**. In: Ecologia aplicada e proteção do meio ambiente. CETESB, São Paulo; 1976.

BRANCO, S.M. **Hidrobiologia Aplicada à Engenharia Sanitária**. 2º ed, CETESB, São Paulo; 620p.; 1978.

CAMPOS, J.R. **Remoção de DQO e de Nitrogênio em um Sistema de Três Reatores Biológicos de Filme Fixo em Série**. Tese (Livre – Docência) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo; 1989.

CAMPOS, J.R.; PEREIRA, J.A.R. **Tratamento de Esgotos Sanitários por Processo Anaeróbio e Disposição Controlada no Solo**. Cap.8 – Reator Anaeróbio de Leito Expandido/Fluidizado – p.199-219; PROSAB; 1999.

CANLER, J.; PERRET, J.; DUCHÊNE, P.; COTTEUX, E. **Aide au diagnostic des stations d'épuration par l'observation microscopique des boues activées**. Ed. Cemagref, 1ª ed., 1999.

CETESB - Companhia de Tecnologia de Saneamento Ambiental. **Microbiologia de lodos ativados**. Diretoria de Desenvolvimento e Transferência de Tecnologia, Setor Treinamento, São Paulo; 1997.

CHERNICHARO, C.A.L. **Princípios do Tratamento Biológico de Águas Residuárias**. V.5 - Reatores Anaeróbios, Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental, DESA-UFMG, 246p.; 1997.



CHERNICHARO, C.A.L.; VAN HAANDEL, A.; AISSE, M.M.; CAVALCANTI, P.F.F. **Tratamento de Esgotos Sanitários por Processo Anaeróbio e Disposição Controlada no Solo**. Cap.7 – Reatores Anaeróbios de Manta de Lodo – p.155-198; PROSAB; 1999.

COSTA, R.H. **Etude du controle du biofilm developpe dans um lit fluidise triphasique em epuration carbonee aerobie**. These de doctorat. INSA – Toulouse, France;1989.

COSTA, R.H. **L'Etude D'Une Installation Pilote D'Epuration D'Eau A Biomasse Fixée En Aerobiose**. DEA, INSA – Toulouse, 50p.; 1985.

COSTA, R.H. **Estudo do controle do biofilme desenvolvido em um leito fluidizado trifásico em fase carbonácea aeróbia**. Lanálise do efeito de parâmetros operacionais sobre as características físicas do biofilme. ABES – XVI Congresso Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental, Goiânia-GO,2,Tomo I, (1-4), p.51-69;1991.

CRISTINA, N. **Falta de água ameaça as grandes cidades brasileiras**. Jornal de Brasília, 10/06/2002 – [http://www.jornaldebrasilia.com.br/antiores/10-06/brasil\\_2.htm](http://www.jornaldebrasilia.com.br/antiores/10-06/brasil_2.htm). Acesso em 12 de março, 2003.

DA MOTTA, M.; AMARAL, L.P.; NEVES, L.; ARAYA, P.; FERREIRA, E.C.; ALVES, M.M.; MOTA, M.; ROCHE, N.; VIVIER, H.; PONS, M.N. **Efeito da Diluição na Caracterização da Biomassa de Sistemas de Tratamentos de Efluentes por Análise de Imagem**. In: XIV Congresso Brasileiro de Engenharia Química –COBEQ, NATAL/RN; 2002.

DISTLER, G.A. **Tratamento de Esgoto Doméstico em Bio-reator Aeróbio de Leito Fluidizado Trifásico**. Tese de Doutorado, COPPE/UFRJ; 1995.

EIKELBOOM, D.H.; VAN BUIJSEN, H.J.J. **Microscopic Sludge Investigation Manual**. TNO Research Institut for Enviromental Hygiene, Delft, The Netherlands; 1981.

FINEP - Fundação de Incentivo Nacional de Ensino e Pesquisa - Disponível em: <<http://www.finep.gov.br/Prosab/esgoto.htm#problema>>; Acesso em 08 de março, 2003.

FLEMMING, H-C. **Sorption sites in biofilms**. Water Science & Tecnology, 32(8) p.27-33; 1995.

FNS–Fundação Nacional de Saúde. **Manual de Saneamento**. Ministério da Saúde, 3ª ed., 1999.

FORESTI, E.; FLORÊNCIO, L.; VAN HAANDEL, A.; ZAIAT, M.; CAVALCANTI, P.F.F. **Tratamento de Esgotos Sanitários por Processo Anaeróbio e Disposição Controlada no Solo**. Cap.2 – Fundamentos do Tratamento Anaeróbio – p.29-52; PROSAB; 1999.

GEBARA, D.; SOBRINHO, M.D.; ALÉM SOBRINHO, P.; MATSUMOTO, T.; TANGERINO, E.P. **Coefficientes de Transferência de Oxigênio em Reator Aeróbio de Leito Fluidizado para Tratamento de Esgoto**. In: 20º Congresso Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental; 1999.

GEBARA, D.; SOBRINHO, M.D.; JÚNIOR, H.C.R. **Acompanhamento do Crescimento da Biomassa Comparado a Remoção da DBO em Reator Aeróbio de Leito Fluidizado para Tratamento de Esgoto**. In: IV Simpósio Ítalo Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental – Vitória/ES; 2002.

GEBARA, D.; SOBRINHO, M.D.; JÚNIOR, H.C.R. **Desempenho de Reatores Aeróbios de Leito Fluidizado Operando com Diferentes Concentrações do Meio Suporte e Tipos de Injetores**. In: XXVIII Congreso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental – Cancun, México; 2002.

GONÇALVES, R.F. **Aspectos teóricos e práticos do tratamento de esgoto sanitário em biofiltros aerados com leito granular submerso**. In: Anais do seminário internacional: Tendências no tratamento simplificado de águas residuárias domésticas e industriais, DESA/UFGM, Belo Horizonte, p.128-143; 1996.

GONÇALVES, R.F.; CHERNICHARO, C.A.L.; NETO, C.O.A.; ALEM SOBRINHO, P.; KATO, M.T.; COSTA, R.H.R.; AISSE, M.M.; ZAIAT, M. **Pós-Tratamento de Efluentes de Reatores Anaeróbios**. Cap.4 – Pós-Tratamento de Efluentes de Reatores Anaeróbios por Reatores com Biofilme – p.171-278; PROSAB 2; 2001.

GRANDO-ALVES, K.C.G. **Tratamento de efluentes têxteis usando reator de leito fluidizado trifásico aeróbio com pré e pós-ozonização**. Dissertação de Mestrado em Engenharia Ambiental, Universidade Federal de Santa Catarina, 90p.; 2000.

HAMILTON, W.A. **Biofilm: Microbial Interaction and Metabolic Activities**. In: The Society for General Microbiology Symposium, Cambridge. Ecology of Microbial Communities. Cambridge University, p.361-364; 1987.

HEIN DE CAMPOS, R. **Utilização de Reator de Leito Fluidizado Trifásico Aeróbio em Sistema de Tratamento Combinado de Águas Residuárias**. Dissertação de Mestrado, UFSC, Florianópolis –SC, 113 p.; 2001.

HENDRICKX, T.L.G.; MESKUS, E.; KEISKI, R.L. **Influence of the nutrient balance on biofilm composition in a fixed film process**. Water Science and Technology V.46 (4-5), p.7-12; 2002.

HERNANDEZ-ROCHA, A.L. **Transferência de Oxigênio e Hidrodinâmica em Reator de Leito Fluidizado Trifásico**. Dissertação de Mestrado em Ciências em Engenharia Química – Universidade Federal do Rio de Janeiro; 1992.

HOFFMANN, H. **Aplicação da imagem microscópica do lodo ativado para a detecção de problemas de funcionamento das estações de tratamento de esgoto na Alemanha**. In: I Seminário Nacional de Microbiologia Aplicada ao Saneamento. Universidade Federal do Espírito Santo; 2000.

HOFFMANN, H.; BENTO, A.; BELLI FILHO, P.; PHILIPPI, L.S. **Utilização da imagem microscópica na avaliação das condições de operação - Uma aplicação da experiência da Alemanha em estações de tratamento no Brasil**. In: XXI Congresso Brasileiro de Engenharia Sanitária Ambiental (ABES), João Pessoa, PB; 2001.

JENKINS, D.; RICHARD, M.G.; DAIGGER, G.T. **Manual on the Causes and Control of Activated Sludge Bulking And Foaming**. 2nd Ed., 1993.

JORDÃO, E.P.; PESSOA, C.A. **Tratamento de Esgotos Domésticos**. 3ª ed.- ABES, Rio de Janeiro, 720 p.; 1995.

KATO, M.T.; NETO, C.O.A.; CHERNICHARO, C.A.L.; FORESTI, E.; CYBIS, L.F. **Tratamento de Esgotos Sanitários por Processo Anaeróbio e Disposição Controlada no Solo**. Cap.3 – Configuração de Reatores Anaeróbios – p.53-99; PROSAB; 1999.

KATO, M.T.; FLORENCIO, L.; ARANTES, R.F.M. **Pós-Tratamento de Efluentes Anaeróbios em Reator EGSB com Lodo**. In: Pós-Tratamento de Efluentes de Reatores Anaeróbios, Coletânea de Trabalhos Técnicos – Volume 2, PROSAB-2; p.175-185; 2001.

LA RIVIÉRE, J.W.M. **Microbial ecology of liquid waste treatment**. *Advances in microbial ecology*, 1, p.215-259; 1977.

LAZAROVA, V.; MANEM, J. **Advance in biofilm aerobic reactors ensuring effective biofilm activity control**. In: Second International Specialized Conference on Biofilm Reactors, p. 411-420. Paris, France; 1993.

LAZAROVA, V.; MANEM, J. **Biofilm characterization and activity analysis in water and wastewater treatment**. Water Research, Vol 29(10) p.2227-2245; 1995.

LERTPOCASOMBUT, K. **Épuration carbonée par film biologique nince dans um réacteur à lit fluidisé triphasique**. Thèse Doctorat, INSA, Toulouse, France;1991.

LIMA, K.F.M.; NOVAES, S.G. **Análise de fornecedores de revestimentos cerâmicos e materiais hidráulicos para construtoras em Florianópolis**. Departamento de Engenharia Civil - ECV – Universidade Federal de Santa Catarina; 2001.

METCALF and EDDY, **Wastewaster Engineering: treatment, disposal and reuse**. Mc Graw Hill, 3<sup>o</sup>ed.;1991.

MONTEGGIA, L.O.; ALÉM SOBRINHO, P. **Tratamento de Esgotos Sanitários por Processo Anaeróbio e Disposição Controlada no Solo**. Cap.4 – Lagoas Anaeróbias – p.101-116; PROSAB; 1999.

NETO, C.O.A.; ALEM SOBRINHO, P.; MELO, H.N.S.; AISSE, M.M. **Tratamento de Esgotos Sanitários por Processo Anaeróbio e Disposição Controlada no Solo**. Cap.5 – Decanto-Digestores – p.117-138; PROSAB; 1999.

NETO, C.O.A.; CAMPOS, J.R. **Tratamento de Esgotos Sanitários por Processo Anaeróbio e Disposição Controlada no Solo**. Cap.1 – Introdução – p.01-28, PROSAB;1999.

NGUYEN, K.M. **Description et modélisation des films biologiques aérobies**. Thèse de Doctorat, Línstitut National des Sciences Appliquées , INSA, Toulouse, 235p.; 1989.

NOUVION, N. **Etude de l'activité dès microorganismos fixés dans des réacteurs à lit fixe ou fluidisé em elimination de la pollution carbonée**. Thèse de Docteur Ingénieur, INPL, Nancy; 1985.

OLIVEIRA, R. **Contribuição ao Estudo de Tanques Sépticos**. Dissertação de Mestrado – Universidade Federal da Paraíba – Campina Grande, 237 p.; 1983.

OLIVEIRA, S.M. **Relatório de Estágio na Empresa Tigre**. Joinville/SC, – Departamento de Engenharia Sanitária - ENS -Universidade Federal de Santa Catarina; 1996.

PC – **Revista Prevención de la Contaminación. Los lechos fluidos incrementan el re- uso de agua em la Fiasa de Brasil**. Marzo, p.1719; 1999.

PIPES, W.O. **Bulking of activated sludge**. *Advance Applied Microbiology*, p:185-234; 1967.

PORTUGAL, G. Disponível em: < <http://www.gpca.com.br/gil/art54.htm> >; Acesso em 12 de março de 2003.

RIEDEL, Y.M.Z. **Transferência de oxigênio e parâmetros hidrodinâmicos de um reator de leito fluidizado trifásico**. Tese de Mestrado - DEQ/UEM, 1995.

RICHARD, M. **Activated Sludge Microbiology**. The Water Pollution Control Federacion 1991.

ROCHA, C.L. **Uso racional da água**. Jornal O Estado de São Paulo – Suplemento Agrícola – 22/03/2000 – <<http://www2.estado.com.br/jornal/suplem/agri/00/03/22/agri004.html>>. Acesso em 08 de março de 2003.

RODOLFO JÚNIOR, A.; NUNES, L.R.; ORMANJI, W. **Tecnologia do PVC**. Braskem, 400 p.; 2002.

ROVATTI, M.; NICOLELLA, C.; CONVERTI, A.; GHIGLIAZZA, R.; DIFELICE, R. **Phosphorus removal in fluized bed biological reactor (FBBR)**. *Water Research*. V.29(12) p.2627-2634; 1995.

RYHINER, G.; BIROU, B.; GROS, H. **The use of submerged strutured packings in biofilm reactors for wastewater treatment**. *Water Science and Technology*, 26 ( 3-4), p.723-731; 1992.

SAGBERG, P.; DAUTHUILLE, P.; HAMON, M. **Biofilm reactors a compact solution for the upgrading of water treatment plants**. *Water Science & Tecnology*. V.26 (3-4) p. 733-742; 1992.

SALES, R. **Cinética de degradação de efluentes têxteis por biofilme em leito fluidizado trifásico aeróbio**. Dissertação de Mestrado em Engenharia Ambiental, Universidade Federal de Santa Catarina, p.63; 1999.

SHIEH, W.K.; KEENAN, J.D. **Fluidized bed biofilm reactor for wastewater treatment**. Water Science & Tecnology, V.15, p.321-332; 1986.

SILVA, E.L.; VARESCHE, M.B.A.; VAZOLLER, R.F.; CAMPOS, J.R. **Adhesion and biofilm formation by immobilized *pseudomonas putida* in a three-phase fluidized bed reactor for phenol degradation**. Conference on Biofilm Systems – Program and Proceedings – IAWQ – New York; 1999.

SOUZA, R.R.; **Reator de Leito Fluidizado para Tratamento de Efluentes de Indústria de Laticínios**. – Dissertação de Mestrado, UEM, Maringá – PR, 137p., 2002.

SOUZA, R.R.; BRESOLIN, I.T.L.; BIONI, T.L.; GIMENES, M.L.; DIAS-FILHO, B.P. **Desempenho de Reator de Leito Fluidizado Trifásico para Tratamento de Efluente com Elevada Carga Orgânica**. - *Anais*- XIV Congresso Brasileiro de Engenharia Química –COBEQ- Natal/RN; 2002.

SUTHERLAND, I.W. **Exopolysaccharides in biofilm, flocs and related structures**. Water Science & Tecnology, V.43 (6), p.77-86; 2001.

TAVARES, C.R.G. **Tratamento Aeróbio de efluentes em Bio-reactores de leito Fluidizado trifásico**. Tese de Doutorado, Universidade Federal do Rio de Janeiro, RJ, 203 p.;1992.

TOLEDO, A.G. **Efeito da carga orgânica no desempenho de um Bio-Reator de Leito Fluidizado trifásico**. Tese de M.Sc., COPPE/UFRJ; 1995.

TRINET, F. **Etude du biofilm d'un réacteur à lit fluidisé triphasique en épuration d'une pollution carbonée**. DEA, Université de Technologie de Compiègne et Société Lyonnaise des Eaux, Compiègne, France, 71p.; 1988.

UHLINGER, D.J.; WRITE, D.C. **Relationship between physiological status and formation of extracellular polysaccharide glicocalyx in *Pseudomonas atlantica***. Applied and Environmental Microbiology, 54, p.64-70, 1983.

VALT, R.B.G.; NETO, G.K. **Análise do Ciclo de Vida de Garrafas PET**. Saneamento Ambiental N° 87, p.32-41, maio/junho, 2002.

VAN LOOSDRECHT, M.C.M.; TIJHUIS, L.; HEIJNEN, J.J. **Dynamics of biofilm detachment in biofilm airlift suspension reactors**. Biotechnology and Bioengineering, V45, p.481-487;1995.

VIEIRA, A.G.F.; KATO, M.T.; FLORENCIO, L. **Pós-Tratamento em Reator EGSB de Efluentes de Reator UASB tratando esgoto Doméstico**. In: Pós-Tratamento de Efluentes de Reatores Anaeróbios, Coletânea de Trabalhos Técnicos – Volume1, PROSAB-2; p.87-94; 2000.

VIEIRA, M.B.S. **Avaliação do Desempenho de um Reator Anaeróbio de Leito Fluidizado Piloto no Tratamento de Efluentes Líquidos Apresentando Baixa Concentração de DQO**. Dissertação de Mestrado – Universidade de São Paulo; 1989.

VON SPERLING, M. **Princípios do Tratamento Biológico de Águas Residuárias**. Vol.1 – Introdução à Qualidade das Águas e ao Tratamento de Esgotos, Ed. DESA-UFGM, 2 ed. Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental- Universidade Federal de Minas Gerais; 243 p;1996.

VON SPERLING, M. **Princípios do Tratamento Biológico de Águas Residuárias**. Vol.2 –Princípios Básicos do Tratamento de Esgoto. Ed. DESA-UFGM. Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental-Universidade Federal de Minas Gerais; 211 p.;1996.

WOLFF, D.B. **Estudo da Tratabilidade de um Efluente Têxtil por Biomassa Fixa Através de um Leito Fluidizado Trifásico Aeróbio**. Tese de Mestrado em Engenharia Ambiental, Universidade Federal de Santa Catarina, 90 p.;1997.

ZAIAT, M. **Desenvolvimento de Reator Anaeróbio Horizontal de Leito Fixo para Tratamento de Águas Residuárias**. Tese de Doutorado - Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo; 1996.

ZHANG, X.Q.; BISHOP, P.L.; KUPFERLE, M.J. **Measurement of polysaccharides and proteins in biofilm extracellular polymers**. Water Science & Technology, 37(4-5), p.345-348; 1998.